

## THESIS / THÈSE

### DOCTEUR EN SCIENCES

#### Valorisation des sous-produits agro-industriels du Burkina Faso

Dans l'alimentation du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* et impacts sur la nutrition protéique et lipidique

Sourabie, Aboubacar

*Award date:*  
2019

*Awarding institution:*  
Université de Namur

[Link to publication](#)

#### General rights

Copyright and moral rights for the publications made accessible in the public portal are retained by the authors and/or other copyright owners and it is a condition of accessing publications that users recognise and abide by the legal requirements associated with these rights.

- Users may download and print one copy of any publication from the public portal for the purpose of private study or research.
- You may not further distribute the material or use it for any profit-making activity or commercial gain
- You may freely distribute the URL identifying the publication in the public portal ?

#### Take down policy

If you believe that this document breaches copyright please contact us providing details, and we will remove access to the work immediately and investigate your claim.

**Valorisation des sous-produits agro-industriels du Burkina Faso  
Dans l'alimentation du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* et  
impacts sur la nutrition protéique et lipidique**



Dissertation présentée par

**Aboubacar SOURABIE**

En vue de l'obtention

du grade de Docteur en Sciences

2019

# **Valorisation des sous-produits agro-industriels du Burkina Faso Dans l'alimentation du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* et impacts sur la nutrition protéique et lipidique**

Dissertation présentée par

**Aboubacar SOURABIE**

En vue de l'obtention  
du grade de Docteur en Sciences

2019

## **Composition du jury :**

Professeur Patrick Kestemont (Promoteur, UNamur)

Professeur Aboubacar Toguyeni (Co-promoteur, UNB)

Professeur Frédéric Silvestre, Président du jury (UNamur)

Docteur Robert Mandiki (UNamur)

Docteur Carole Rougeot (ULG)

Docteur Geneviève Corraze (INRA, France)

Professeur Aurore Richel (ULG)

## Résumé

La présente étude s'inscrit dans le cadre de la mise en place d'une filière de production de poisson-chat africain *Clarias gariepinus* afin de développer une production piscicole durable au Burkina Faso à travers la formulation d'une alimentation de qualité et facile d'accès. En effet, au Burkina Faso, le problème majeur pour l'élevage des poissons demeure l'inaccessibilité aux ingrédients adéquats tels que la farine de poisson (FP) et l'huile de poisson (HP) à cause de leur coût élevé. Ainsi, notre étude avait pour objectif principal la formulation d'un aliment à base de sous-produits agro-industriels localement disponibles, répondant aux besoins nutritionnels du poisson-chat africain. Pour la détermination de la meilleure source d'huile végétale capable de remplacer efficacement l'huile de poisson dans l'alimentation du poisson-chat africain, quatre régimes iso-protéiques (40% de protéines brutes), iso-lipidiques (10% de lipides brutes) et iso-énergétiques ( $17\text{KJ.g}^{-1}$ ) dans lesquels HP a été totalement remplacée par quatre huiles végétales locales inventoriées (huile du dattier du désert : DO ; huile de coton : CO ; huile de palme brute : PO ; beurre de karité : SB) ont été utilisés. Les meilleurs résultats en termes de performances de croissance ( $\text{SGR} = 4,39\% \text{ j}^{-1}$ ) et de bioconversion des AGE en AGLPI (teneur en ARA et expression des gènes *fads2* et *elovl5* plus élevées) ont été obtenus avec le régime DO. Quant à la détermination du taux optimum de substitution de la FP et de la sélection des meilleurs sous-produits agro-industriels susceptibles de remplacer efficacement la FP dans l'alimentation du poisson-chat africain, trois ingrédients d'origine végétale (tourteau d'arachide : TA ; Tourteau de sésame : TS ; et farine de feuilles de moringa : FM) ont été utilisés. Le sang d'abattoir a été utilisé comme source de protéines animales supplémentaires dans chaque régime. Plusieurs régimes dans lesquels la FP a été remplacée progressivement (0, 25, 50 et 100%) avec les sous-produits agro-industriels ont été formulés. Nos résultats ont montré que la FP peut être remplacé jusqu'à 50% par nos sous-produits agro-industriels sélectionnés sans incidence sur la croissance du poisson-chat africain. Quant à la composition en acides aminés (AA) des poissons, bien que les teneurs en acides aminés indispensables (AAI) ont diminué ( $p < 0,05$ ) progressivement avec l'incorporation des sous-produits agro-industriels dans les régimes expérimentaux, elles couvraient les besoins en AAI de l'espèce. Les performances de croissance, et d'utilisation des aliments, le taux d'efficacité protéique (TEP) et la digestibilité de la matière sèche et des protéines étaient meilleurs chez les poissons nourris avec les régimes contenant le TS que ceux contenant de forte teneur de FM. Par ailleurs, nous avons constaté que malgré le fait que, substituer 75% de la FP entraînait une baisse de la croissance, les poissons nourris avec le régime à base du TS, avaient un taux de croissance spécifique relativement élevé ( $\text{SGR} = 3,58\% \text{ j}^{-1}$ ) et leur TEP (3,37) était meilleur comparativement à l'aliment 100% FP. Vu le prix du TS au Burkina Faso, ce régime constituerait une excellente

alternative sur le plan économique dans un pays sans accès direct à la farine de poisson. Sur base des résultats acquis, les sous-produits agro-industriels pourraient remplacer partiellement ou totalement les FP et HP respectivement dans l'alimentation du poisson-chat africain *Clarias gariepinus*, tant au niveau de la croissance que de sa composition biochimique. Cependant, des études supplémentaires sont nécessaires pour déterminer l'impact à long terme, des niveaux élevés de ces ingrédients végétaux sur l'efficacité de la reproduction et la qualité du filet de poisson pour les besoins de la consommation humaine.

## Abstract

The present study aimed to establish the basic knowledge for the formulation of specific diets suitable for African catfish *Clarias gariepinus* in the framework program of the development of a sustainable aquaculture in Burkina Faso. Indeed, in this Western African country, the major problem for fish farming remains the inaccessibility to adequate ingredients such as fish meal (FM) and fish oil (FO) because of their high cost. So, our main objective was to formulate a diet based on locally available agro-industrial by-products, covering the nutritional requirements of African catfish. To determine the best sources of vegetable oils that can effectively replace fish oil in the diet of African catfish, four iso-protein (40% crude protein), iso-lipid (10% crude lipids) and iso-energetic (17 KJ.g<sup>-1</sup>) in which FO was completely replaced by four vegetable oils (desert date palm oil: DO, cottonseed oil: CO, crude palm oil: PO, shea butter: SB) identified among the most locally available. The best results in terms of specific growth performance (SGR = 4.39% d<sup>-1</sup>) and bioconversion of EFA to AGLPI (ARA content and higher *fads2* and *elovl5* gene expression) were obtained with the DO diet. Regarding the determination of the optimal rate of FM substitution and the selection of the best agro-industrial by-products that can effectively replace FM in the diet of African catfish, three vegetable ingredients (groundnut oilcake: TA; sesame oilcake: TS; and moringa leaves meal: MM) were tested. Blood meal was used as animal protein source in each diet. Several regimes in which FM was gradually replaced (0, 25, 50 and 100%) with agro-industrial by-products were formulated. Our results showed that FM can be replaced up to 50% by the selected agro-industrial by-products without any detrimental effect on growth-related parameters. Regarding the amino acid (AA) composition of fish, although the levels of essential amino acids (EAA) decreased ( $p < 0.05$ ) progressively with the incorporation of agro-industrial by-products in the experimental diets, the EAA requirements of the species were covered. Growth, feed utilization, protein efficiency (PER), and the digestibility of dry matter and proteins were better in fish fed TS diets than those containing high levels of MM. In addition, the results demonstrated that, despite the decrease in SGR at replacing 75% of the FM by VM, the fish fed TS had a relatively higher SGR values (3.58% d<sup>-1</sup>) and their PER values (3.37) were better compared that of the control fish. Given the price of TS in Burkina Faso, this diet would be an good economic alternative in a country without direct access to fishmeal. All in all, the characterized agro-industrial by-products in the present research could partially or completely replace FM and FO respectively in the diet of the African catfish *Clarias gariepinus*, both in terms of growth and its biochemical composition, but more investigations are needed in order to determine the long-term impact of high levels of these vegetable ingredients on the reproductive efficiency and the fish fillet quality for human consumption needs.

Je dédie cette thèse à mon père **SOURABIE Mamadou et** ma mère **OUATTARA Fatma**. La réussite de vos enfants a toujours été votre souci permanent. Vos conseils et prières m'ont toujours accompagné. Je ne trouverai jamais assez de mots pour vous exprimer mon amour et ma gratitude pour tous les sacrifices consentis. Je vous souhaite, Santé et longévité, afin que vos efforts consentis pour notre réussite vous soient récompensés

## Remerciements

Cette thèse a été réalisée dans le cadre d'un projet interuniversitaire ciblé (PIC) intitulé « Développement d'une filière pilote de production de poisson-chat africain, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1982) au Burkina Faso : améliorations génétiques, optimisation de l'alimentation et mise en place d'un système d'élevage-pilote en circuit fermé » financé par l'Académie de Recherche et d'Enseignement Supérieur (ARES). Elle a été menée dans un partenariat Nord-Sud entre deux universités de la Belgique à savoir l'Université de Namur (UNamur) et l'Université de Liège (ULg), et l'Université Nazi BONI (UNB, Burkina Faso).

Aussi, la réalisation de cette thèse a été rendue possible grâce aux actions conjuguées de plusieurs personnes qui, de par leur soutien, leurs conseils et leur disponibilité ont été d'un grand appui. Qu'elles trouvent à travers cette page l'expression de ma profonde reconnaissance. J'exprime ma reconnaissance et mes sincères remerciements :

Au Professeur Patrick KESTEMONT, promoteur de ce travail, pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire et pour m'avoir fait confiance tout au long de cette formation doctorale. Merci pour votre encadrement, votre disponibilité et votre rigueur scientifique. Vous avez toujours répondu promptement à toutes mes sollicitations. J'ai été particulièrement très touché par vos qualités humaines, vos conseils, vos remarques, vos suggestions et vos critiques qui poussent sans cesse vers l'excellence scientifique. Veuillez trouver ici le témoignage de ma plus vive reconnaissance.

Au Professeur Aboubacar TOGUYENI, Co-promoteur de cette thèse, pour m'avoir soutenu tant sur le plan administratif, technique que scientifique. Merci pour votre confiance en me sélectionnant pour cette thèse, pour les enseignements reçus depuis mon entrée à l'université. Je vous sais particulièrement gré pour votre motivation à l'aboutissement heureux de ces recherches pour le développement de la pisciculture africaine en général et celle du Burkina-Faso en particulier.

Au Docteur Robert MANDIKI, Co-promoteur UNamur de cette thèse pour s'être autant investi à la réalisation de cette thèse. Merci pour votre disponibilité, vos encouragements durant les moments difficiles et les précieux conseils que vous avez su me distiller au cours de cette thèse. La pertinence de vos conseils, votre soutien et votre expérience scientifique ont été très déterminants pour l'aboutissement de ce travail. Ce travail te doit beaucoup et je t'exprime toute ma gratitude.



Au Professeur Charles MELARD, membre du comité de thèse et Promoteur Belge du projet PIC Aquaculture (ULg/UPB) pour son implication dans la mise en œuvre de ce programme de recherche et l'élaboration de nos protocoles de recherche. Je vous exprime toute ma gratitude.

Au Docteur Carole ROUGEOT, membre du comité de thèse et membre du jury, pour son investissement durant ces années à l'amélioration de la qualité de ce travail. Je vous adresse ma vive reconnaissance.

Aux membres du jury. J'exprime toute ma gratitude au président du jury, Professeur Frédéric SILVESTRE et aux membres, Docteur Gèneviève CORRAZE et Professeur Aurore RICHEL pour avoir bien voulu sacrifier de leur précieux temps afin d'évaluer ce travail et contribuer ainsi de manière significative à son amélioration.

Au Docteur Florian GEAY pour son aide et sa grande contribution dans la rédaction des articles et des analyses biochimiques et biomoléculaires. Merci pour ta gentillesse et ta disponibilité, ce travail te doit beaucoup.

A mon ami, Alex HOUNDJI pour ta disponibilité, ton soutien et les bons moments passés ensemble. Je te souhaite une bonne suite et fin de thèse.

A tous les membres de l'URBE. Mes sincères remerciements pour leur franche collaboration, notamment à Amélie LEONARD, Enora FLAMION, Julie VIRGO, Sascha ANTIPINE et Yves MINES.

A nos collègues et ami(e)s de l'UR-ABAg, pour leur collaboration, leur disponibilité et leurs soutiens multiformes pendant le déroulement de nos travaux. Merci donc à Inoussa COMPAORE, Morgan ANVO, Olivier Amoussou, Rokyatou SISSAO et Saïdou SANTI.

Aux personnels techniques et stagiaires de l'UR-ABAg notamment à Éric SILGA, Florence KAGAMBEGA, Abdoul Aziz Tapsoba, Alain HEMA, Arnaud OUATTARA, Charlene SIRIMA, Estelle SANOU, Kadiatou, DIALLO, pour leurs contributions aux différentes manipulations, essais d'élevage et les bons moments passés ensemble

A tout le personnel enseignant de l'Université Nazi BONI, pour la qualité de la formation reçue

A tous mes amis, plus particulièrement à l'endroit de Abdel Aziz SANOU, Ardjouma OUATTARA, Arnaud KAM, Bassirou SOUGUE, Christian S. MILLOGO, Djibril OUATTARA, Nabi Ibrahim SANOU, Wilfried DRABO, Youssouf SAKIRA, Zakaria KARAMBIRI et Zakaria TRAORE pour leur soutien.

A toute la communauté Burkinabè résidant en Belgique et particulièrement à Namur qui m'a soutenu de diverses manières. Je pense particulièrement à M. Ernest SOMA, M. Jean-Baptiste HIEN et Mme Odile BALORANO sans qui mes séjours seraient souvent tristes. Je vous suis énormément reconnaissant.

A ma très chère Djenèba SANOU, avec qui j'ai partagé depuis tous les moments de bonheur et de souffrances de cette thèse. Tu as depuis lors toujours été là pour me supporter et pour maintenir mon moral au beau fixe, qui a parfois été soumis à de rudes épreuves. L'appui et le soutien que tu m'as apporté sont inestimables.

Bien sûr, Je ne peux terminer sans remercier très vivement toute ma famille, papa et maman (Mamadou et Fatma), mon frère Issouf et mes sœurs Zeïnabou et Maïmounatou, ainsi que le reste de la famille qui reste toujours unie derrière moi et qui m'a toujours soutenu depuis le début. Si je suis diplômé à ce jour, c'est aussi grâce à vous.

## Table des matières

<b>Partie 1 : Introduction générale .....</b>	<b>1</b>
<b>Chapitre 1. Contexte et problématique de l'étude .....</b>	<b>2</b>
1. Contexte et Justificatif de l'étude .....	2
2. Problématique de la recherche .....	3
<b>Chapitre 2. Synthèse bibliographique.....</b>	<b>6</b>
1. Modèle biologique expérimental : le poisson chat africain <i>Clarias gariepinus</i> .....	6
1.1. Position systématique .....	6
1.2. Morphologie, biologie et écologie.....	7
1.3. Répartition géographique .....	9
1.4. Importance et élevage de <i>Clarias gariepinus</i> .....	9
1.5. Besoins nutritionnels de <i>Clarias gariepinus</i> .....	11
1.5.1. Besoins en protéines et en acides aminés .....	11
1.5.2. Besoins en lipides et en acides gras .....	12
1.5.3. Besoins en glucides.....	14
1.5.4. Besoins en minéraux .....	14
1.5.5. Besoins en énergie .....	14
2. Problématique de l'utilisation des sous-produits agro-industriels dans l'alimentation des poissons.....	15
2.1. Substitution des farines de poissons par les farines végétales .....	15
2.2. Utilisation et digestibilité des protéines et des nutriments .....	16
2.3. Substitution des huiles de poissons par les huiles végétales .....	18
2.4. Les voies de biosynthèse des AGLPI .....	20
2.4.1. Les desaturases (Fads).....	21
2.4.2. Les élongases (Elovl) .....	22
<b>Chapitre 3. Objectifs et organisation de la thèse.....</b>	<b>23</b>
1. Objectifs de la thèse .....	23
2. Organisation de la thèse.....	24
<b>Partie 2 : Résultats .....</b>	<b>25</b>
<b>Chapitre 4. Identification des sous-produits agro-alimentaires utilisables dans la pisciculture au Burkina Faso .....</b>	<b>26</b>
1. Introduction.....	26
2. Méthodologie .....	27
2.1. Méthodologie de l'inventaire .....	27

2.2.	Evolution des prix des produits et sous-produits agro-industriels.....	28
3.	Résultats .....	28
3.1.	Identification, provenance et prix des sous-produits agro-industriels .....	28
3.2.	Localisation des produits et sous-produits agro-industriels au Burkina Faso.....	29
3.3.	Valeur nutritionnelle et composition biochimique des sous-produits agro-industriels ...	31
3.4.	Analyse de l'évolution annuelle des prix des sous-produits agro-industriels .....	34
3.5.	Analyse des facteurs déterminants la variation des prix des sous-produits au sein d'une unité agro-industrielle .....	34
4.	Discussion .....	35
5.	Conclusion .....	36
<b>Chapitre 5. Fish proteins not lipids are the major nutrients limiting the use of vegetable ingredients in catfish nutrition .....</b>		<b>40</b>
1.	Introduction.....	42
3.	Materials and methods .....	45
3.1.	Experimental diets.....	45
3.2.	Fish and experimental procedure .....	48
3.3.	Growth performance and feed utilization.....	48
3.4.	Sampling procedure .....	49
3.5.	Proximate analysis.....	49
3.6.	Lipid and fatty acid analysis.....	49
3.7.	Gene expression analysis.....	50
3.8.	Statistical analysis.....	51
4.	Results .....	51
3.1.	Growth performance and feed utilization.....	51
3.2.	Body composition.....	52
3.3.	Effects of diets on fatty acid composition in muscle.....	53
3.4.	Effect of diets on <i>fads2</i> and <i>elovl5</i> gene expression in liver and intestine .....	55
5.	Discussion .....	56
6.	Conclusions.....	60
<b>Chapitre 6. Tropical vegetable oils do not alter growth performance in African catfish through a high n-6 PUFA biosynthesis capacity .....</b>		<b>70</b>
1.	Introduction.....	72
2.	Materials and methods .....	74
2.1.	Experimental diets.....	74
2.2.	Fish and experimental conditions .....	77

2.3.	Biochemical analyses .....	79
2.4.	Lipid class separation and fatty acid analyses .....	79
2.5.	Total RNA extraction, cDNA preparation and gene expression analyses.....	80
2.6.	Calculations and statistical analyses .....	81
3.	Results .....	82
3.1.	Survival, growth performance and feed utilization.....	82
3.2.	Morphosomatic parameters .....	83
3.3.	Lipid content.....	83
3.4.	Fatty acid composition of fish muscle .....	84
3.5.	<i>Fads2</i> and <i>elovl5</i> gene expressions in liver and intestine .....	89
4.	Discussion .....	90
5.	Conclusions.....	95
<b>Chapitre 7. Substitution partielle ou totale de la farine de poisson par des farines végétales dans l'alimentation des juvéniles du poisson-chat africain <i>Clarias gariepinus</i> : Effets sur la croissance, le profil en acides aminés et la digestibilité des aliments et des macro-nutriments .....</b>		
1.	Introduction.....	104
2.	Matériel et méthodes.....	108
2.1.	Essai 1 : Utilisation de la farine de moringa dans l'alimentation du poisson-chat africain	108
2.2.	Essai 2 : Utilisation du tourteau de sésame dans l'alimentation du poisson-chat africain	110
2.3.	Expérimentation 3 : Mesure de la digestibilité .....	112
2.4.	Prélèvements des organes .....	112
2.5.	Analyses biochimiques des aliments, poissons et muscles .....	113
2.6.	Calcul des paramètres de croissance et d'utilisation de l'aliment .....	113
2.7.	Dosage de l'activité des enzymes digestives.....	114
2.7.1.	Préparation des homogénats .....	114
2.7.2.	Dosage de la pepsine .....	114
2.7.3.	Dosage de l'alpha amylase .....	115
2.7.4.	Dosage des protéines des homogénats.....	115
2.8.	Détermination des coefficients de digestibilité .....	115
3.	Résultats .....	116
3.1.	Paramètres de croissance et d'utilisation de l'aliment .....	116
3.1.1.	Essai sur l'utilisation de la farine de moringa .....	116
3.1.2.	Essai sur l'utilisation du tourteau de sésame .....	116

3.2.	Profil en acides aminés des aliments et des poissons.....	119
3.2.1.	Profil en acides aminés des aliments à base de la farine de moringa et de tourteau de sésame.....	119
3.2.2.	Profil en acides aminés des poissons nourris avec les régimes à base de farine de moringa et du tourteau de sésame.....	120
3.3.	Les enzymes digestives.....	122
3.3.1.	La pepsine.....	122
3.3.2.	L' $\alpha$ -amylase .....	122
3.4.	Les coefficients de digestibilité .....	124
4.	Discussion.....	126
5.	Conclusion .....	131
<b>Partie 3 : Discussion générale et Conclusion .....</b>		<b>142</b>
.....		<b>142</b>
<b>Chapitre 6. Discussion générale.....</b>		<b>143</b>
<b>Chapitre 7. Conclusion générale et perspectives.....</b>		<b>156</b>
<b>Références bibliographiques.....</b>		<b>158</b>
<b>Annexes.....</b>		<b>175</b>

# **Partie 1**

## **Introduction générale**

## Chapitre 1. Contexte et problématique de l'étude

### 1. Contexte et Justificatif de l'étude

Le Burkina Faso, pays sahélien enclavé de l'Afrique occidentale, est situé dans la boucle du Niger entre 9°20' et 15°5' de latitude Nord, 2°20' de longitude Est et 5°30' de longitude Ouest. Malgré son enclavement, le pays dispose d'un vaste réseau hydrographique estimé à plus de 200.000 ha et composé essentiellement de fleuves, rivières, lacs de barrage et retenues d'eau exploitables pour les pêches de capture et la production halieutique de façon générale (DGRH, 2011; Venot et al., 2014). Cependant, malgré ce réseau hydrographique bien développé, la production halieutique du pays, constituée presque exclusivement par les pêches de capture, reste fortement limitée (seulement 1% du PIB). En effet, la production piscicole domestique a été estimée à 20.300 tonnes en 2014 dont seulement 1,5 % (300 tonnes) sont issus de la pisciculture (DGRH, 2014; FAO, 2016), alors que la consommation de la population était estimée à 100.000 tonnes. Le déficit de l'offre domestique est ainsi comblé par des importations massives de poissons, près de 80.000 tonnes soit 80 % de sa consommation annuelle (DGRH, 2014; Bambio, 2015). La conséquence est une importante sortie de devises, une dépendance dangereuse vis-à-vis de l'approvisionnement extérieur et surtout la non-maitrise de la qualité des produits importés.

Malgré cette faiblesse de la production domestique, le poisson demeure une source importante de protéines et de micronutriments pour beaucoup de communautés isolées dans les secteurs ruraux. Il constitue parfois l'unique source accessible de protéines animales pour les familles pauvres vivant dans les secteurs ruraux et périurbains, à tel point qu'une diminution de sa consommation pourrait occasionner des carences nutritionnelles sévères au sein de la population (FAO, 2016).

Cependant, la productivité piscicole naturelle des plans d'eau du pays est en baisse continue du fait de la surexploitation des zones de pêche et de la dégradation des biotopes, liée aux activités anthropiques dans les bassins versants (DGRH, 2011). Face à une telle situation, le développement de l'aquaculture apparaît comme l'unique alternative viable pour satisfaire les besoins croissants des populations en protéines animales de qualité d'une part, et préserver la biodiversité aquatique à travers la diminution de la pression anthropique sur les ressources halieutiques naturelles d'autre part.

Deux principales espèces de poissons d'eau douce, à savoir, le tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* et le poisson-chat africain *Clarias gariepinus*, sont utilisées dans l'aquaculture au Burkina Faso compte tenu de leur potentiel aquacole très intéressant (robustesse, croissance rapide, chair prisée par les populations locales...). En dépit des conditions favorables à



l'aquaculture au Burkina Faso citées plus haut, son développement se heurte à certaines difficultés telles que la faiblesse en nombre de personnel technique et scientifique qualifié, la faible disponibilité en gamètes et/ou alevins de qualité des fermes aquacoles, mais surtout l'accès à une alimentation de bonne qualité et en quantité (DGRH, 2014). En effet, l'alimentation constitue l'un des principaux facteurs limitant le développement de l'aquaculture en étant le poste le plus budgétivore des fermes aquacoles avec 60-75% des coûts de production (Babalola et al., 2011). Cette accessibilité aux aliments de qualité est encore plus problématique pour le poisson chat-africain qui a des besoins protéiques et énergétiques plus élevés que le tilapia du Nil. Dans le souci de résoudre ces différents problèmes afin de permettre le développement de la pisciculture au Burkina, un projet intitulé : « **Développement d'une filière pilote de production de poisson-chat (*Clarias gariepinus* Burchell 1822) au Burkina-Faso : améliorations génétiques, optimisation de l'alimentation et mise en place d'un système d'élevage pilote en circuit fermé** », a été mené à l'Université Nazi Boni en collaboration avec l'Université de Namur et l'Université de Liège et financé par l'Académie de Recherche et d'Enseignement Supérieur (ARES). Notre thèse de recherche s'inscrit dans le cadre de ce projet et vise à contribuer à la valorisation des sous-produits agro-industriels du Burkina Faso dans l'alimentation lipidique et protéique du poisson-chat africain.

## **2. Problématique de la recherche**

Les aliments destinés à l'élevage des poissons sont en majeure partie formulés à partir de l'huile et de la farine de poisson provenant de pêches de capture (essentiellement des poissons fourrages : sardines, anchois...) afin de se rapprocher au plus près de leur régime alimentaire dans le milieu naturel (Geay, 2011). En effet, la farine de poisson constitue la meilleure source protéique grâce à sa teneur élevée en protéines (64 à 79%), à son profil en Acides Aminés Indispensables (AAI) qui couvre les besoins métaboliques des poissons et du fait qu'elle soit dépourvue de facteurs antinutritionnels (FAN) (Mambrini et Kaushik, 1995; FAO, 2010; Hertrampf et Piedad-Pascual, 2012).

Quant aux huiles de poissons, elles sont riches en Acides Gras Long Polyinsaturés (AGLPI) ou Highly Unsaturated Fatty Acids (HUFA) dont les plus importants sont les AGLPI des voies n-3 et n-6, à savoir l'acide eicosapentaénoïque (EPA, 20:5n-3), l'acide docosahexaénoïque (DHA, 22:6n-3) et l'acide arachidonique (ARA, 20:4n-6). Ces AGLPI, synthétisés par des microalgues, puis concentrés au cours de la chaîne alimentaire, sont autant important pour les besoins du poisson que ceux de l'humain. Ils sont essentiels pour les poissons en leur apportant des bienfaits pour leur santé et en favorisant leur croissance et leur développement. En effet, ils sont indispensables à un développement optimal des poissons, du fait de leurs actions sur des fonctions physiologiques telles que la régulation de la multiplication cellulaire,

les excréments rénale et branchiale, la reproduction (induction de l'ovulation), le développement embryonnaire et l'homéostasie cellulaire (Guillaume et al., 1999; Henrotte et al., 2008). De même que chez les poissons, ils interviennent également chez l'humain dans ces divers processus physiologiques et leur carence peut entraîner une augmentation des risques de dégénérescence neurale, d'apparition de diabète, de cancer, d'athérosclérose et de problèmes cardiaques (Simopoulos, 2004, 2016). La chair de poisson qui a accumulé les AGLPI à travers l'alimentation est une source essentielle d'AGLPI pour le consommateur. Il est donc important de couvrir les besoins en AGLPI des poissons, afin d'assurer leur croissance optimale et conserver leur valeur nutritionnelle pour la consommation humaine.

Cependant, la baisse naturelle de la production mondiale des pêches de captures couplée à la demande croissante de poissons pour la consommation humaine et le développement du secteur de l'aquaculture ont entraîné une augmentation des coûts des ingrédients dérivés du poisson tels que les farines et les huiles de poissons ( Zhou et al., 2004; Amaya et al., 2007; Tacon et Metian, 2008; Lim et Lee, 2009; Hall, 2011; FAO, 2010, 2012). En plus des coûts élevés de ces ingrédients, ils ne sont pas toujours disponibles et difficilement accessibles aux aquaculteurs dans nos localités rurales. Afin de préserver les ressources naturelles, tout en permettant un développement durable de l'aquaculture, il est donc impératif de diminuer l'emploi de ces ingrédients issus des pêches de captures. Pour cela, il est nécessaire de diversifier les matières premières incorporées dans les aliments aquacoles, en particulier en utilisant les protéines et huiles végétales, disponibles en plus grande quantité et avec plus de régularité (Singh et al., 2003; Naylor et al., 2009; FAO, 2014, 2016). C'est ainsi que depuis des décennies la substitution des ingrédients issus de la pêche (farine et huile de poisson) par des sources alternatives végétales ou animales dans la pisciculture a été, et est actuellement, un enjeu de recherche important pour une stratégie d'alimentation durable sur le plan environnemental et économique.

Cependant, contrairement à la farine de poisson, les farines végétales sont également riches en acides aminés mais leur apport diffère d'une part de celles des protéines du poisson par le fait qu'elles sont souvent carencées en certains AAI tels que la méthionine et la lysine (Yuan et al., 2011; Burel et Médale, 2014; Nunes et al., 2014) . C'est le cas par exemple du tourteau de soja utilisé dans l'alimentation des poissons qui présente une carence en méthionine (Hertrampf et Piedad-Pascual, 2012). En plus des carences en AAI, l'apport des farines végétales diffère aussi par la présence de facteurs antinutritionnels (FAN) dans les tissus végétaux. Les FAN sont des substances présentes dans les tissus végétaux qui limitent l'utilisation des nutriments. Parmi les facteurs antinutritionnels les plus courants, on peut citer les facteurs antitrypsiques, inhibiteurs de protéases, l'acide phytique qui complexe le

phosphore et le rend indisponible, des phyto-estrogènes (daidzéine et génistéine) qui peuvent éventuellement perturber la reproduction des poissons, des alcaloïdes qui affectent l'appétit, des glucosinolates dont les métabolites affectent l'appétit et perturbent la synthèse des hormones thyroïdiennes, des lectines ou hémagglutinines, glycoprotéines qui se lient aux glucides, interfèrent avec l'absorption des nutriments et provoquent des phénomènes inflammatoires, des composés phénoliques comme le gossypol ou les tannins qui inhibent les enzymes digestives, des oligosaccharides tels que le raffinose et le stachyose non digestibles en raison du manque d' $\alpha$ -glucosidase dans le tube digestif des poissons. Les poissons sont généralement plus sensibles à ces substances que les animaux terrestres et certaines espèces de poissons plus sensibles que d'autres. Les aliments aquacoles étant plus riches en protéines que ceux des autres animaux d'élevage, la réduction ou l'élimination de ces facteurs est de toute première importance pour que les matières premières végétales soient efficaces comme ingrédients dans les aliments piscicoles. Cependant, le traitement thermique de ces farines végétales permet de réduire l'effet néfaste de la majeure partie de ces substances antinutritionnelles (Nyina-Wamwiza et al., 2010; Yuan et al., 2011; Kader et al., 2012; Okomoda et al., 2016), et l'apport d'acides aminés purifiés peut permettre également de combler les carences en AAI liés à l'utilisation des farines végétales, mais leur utilisation est difficilement accessible à cause de leur coût élevé.

Quant aux huiles végétales, elles sont dépourvues en AGLPI contrairement aux huiles de poissons, mais sont cependant riches en Acides Gras PolyInsaturés (AGPI) ou Poly unsaturated Fatty Acids (PUFA) parmi lesquels les acides gras essentiels (AGE) que sont l'acide linoléique (LA, C18:2n-6) et l'acide linolénique (ALA, C18:3n-3) jouent un rôle de précurseurs des voies n-3 et n-6 et conduisent à la formation de l'EPA, du DHA et de l'ARA par le biais d'une cascade de réactions enzymatiques.

Plusieurs études ont été menées en vue de réduire la proportion des farines et des huiles de poisson dans l'alimentation des poissons avec des résultats plus ou moins satisfaisants. Il a été montré que, la substitution partielle ou totale de la farine de poisson par les SP agro-industriels tels que les farines de sang d'abattoir, de lupin, de soja, d'haricot, les tourteaux de coton, de soja (Drew et al., 2007; Imorou Toko et al., 2008; Nyina-Wamwiza et al., 2010; Bórquez et al., 2011; Hung et al., 2015; Kissinger et al., 2016; Zhang et al., 2018) et de l'huile de poisson par les huiles végétales (Bell et al., 2001; Ng et al., 2003; Hixson et al., 2014, 2017; Glencross et al., 2016; Mozanzadeh et al., 2016; Teoh et Ng, 2016) n'altère pas les performances de croissance et de reproduction chez plusieurs espèces de poisson.

## Chapitre 2. Synthèse bibliographique

### 1. Modèle biologique expérimental : le poisson chat africain *Clarias gariepinus*

#### 1.1. Position systématique

L'espèce *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (Figure 1) appartient à la Classe des Ostéichthyens, à la Sous-Classe des Actinoptérygiens, au Super-Ordre des Téléostéens, à l'Ordre des Siluriformes, à la Famille des Clariidae et au genre *Clarias* (Teugels, 1989). Communément appelé le poisson chat-Africain, il a été décrit dans le Nord et le Centre de l'Afrique, sous le nom de *Clarias lazera*, dans la région orientale sous celui de *Clarias senegalensis*, dans la partie occidentale sous celui de *Clarias mossambicus* et dans la partie méridionale comme *Clarias gariepinus* (Teugels, 1982). Il s'agit cependant, dans toutes ces régions, d'une seule espèce, *Clarias gariepinus* (Teugels, 1989). De ce fait, les ex *Clarias senegalensis*, *Clarias lazera*, *Clarias mossambicus* et *Clarias gariepinus* s'appellent aujourd'hui tous *Clarias gariepinus* (Lacroix, 2004).



Figure 1 : Individus adultes de poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Photo UR-ABAq, Université Nazi BONI)

## 1.2. Morphologie, biologie et écologie

Le poisson-chat africain *C. gariepinus* est caractérisé par une tête plate et large, un corps nu et allongé, avec une longue nageoire dorsale (sans épines), s'étendant un peu en arrière de la tête. La nageoire anale aussi très longue est sans épines, la pectorale est munie d'une forte épine. Les yeux en position supéro-latérale sont relativement petits. Contrairement à certains autres espèces tels que *C. stappersi* (Boulenger, 1915) et *C. albopunctatus* (Nichols et La Monte, 1953), *C. gariepinus* fait partie des espèces munies de longs barbillons qui, en plus de la fonction gustative, serviraient en tant que récepteurs tactiles (Teugels, 1989). *C. gariepinus* dispose également d'un organe supra branchial formé par des structures arborescentes, aux parois fortement vascularisées, lui permettant de respirer l'air atmosphérique. Le nombre élevé (24 à 120 selon la taille du poisson) de branchiospines sur le premier arc branchial est une caractéristique de l'espèce *C. gariepinus* (Teugels, 1989; Compaoré et al., 2015). A l'âge adulte, l'espèce peut atteindre une taille de 170 cm (IGFA, 2001) in Anvo (2018) pour une masse de 60 kg (Robins, 1991).

D'un point de vu morphologie interne, le poisson-chat africain dispose d'un tube digestif composé de l'œsophage, de l'estomac et de l'intestin (Moawad et al., 2016). L'estomac chez un individu adulte est constitué d'un sac musculaire en forme de « J » situé derrière le foie, sur le côté gauche de la cavité abdominale avec une longueur moyenne de 3,3 à 4,5 cm. Il s'étend de l'œsophage à l'intestin proximal. Extérieurement, il a deux surfaces, une surface dorsale liée au rein et une ventrale reliée à l'intestin proximal ; et deux courbures commençant au cardia du côté droit et au pylore du côté gauche. À l'intérieur, l'estomac est divisé en trois régions distinctes : cardiaque, fundique et pylorique (figure 2) (Moawad et al., 2016). Les caractéristiques histologiques de l'estomac du poisson-chat africain correspondent à celles d'un poisson carnivore. Cependant la nature omnivore de cette espèce fut confirmée par Uys (1989) qui démontra que *C. gariepinus* possédait des protéases similaires à celles des espèces carnivores, des mécanismes de digestion de l'amidon semblables à celles des espèces herbivores, et des lysosomes et des phosphatases alcalines comme les détritivores.



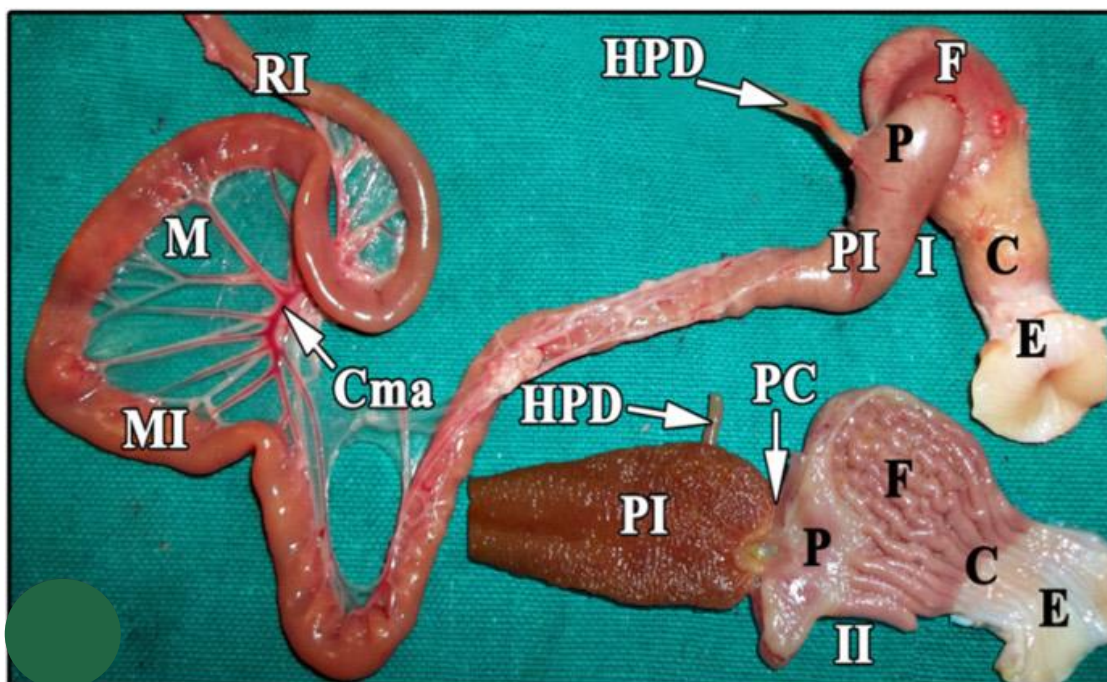


Figure 2. Structures externe (I) et interne des différentes parties du tube digestif du *Clarias gariepinus* (Photo de Moawad et al., 2016) : œsophage (E), partie cardiaque de l'estomac (C), partie fundique de l'estomac (F), pylore (P), constriction pylorique (PC), intestin moyen (MI), mésentère de l'intestin (M), canal hépato-pancréatique (HPD), intestin pylorique (PI), intestin rectal (RI), artère mésentérique crânienne (Cma).

Les individus de *Clarias gariepinus* sont facilement trouvés dans les eaux douces africaines, en particulier dans les eaux calmes comme les lacs, les ruisseaux, les rivières et surtout les plaines inondées et les zones marécageuses où ils arrivent à survivre pendant la saison sèche (Lacroix, 2004). L'espèce peut tolérer un pH variant entre 6 et 8 (Riede, 2004), et une température allant de 8 à 35 °C (De Moor et Bruton, 1988) et même au-delà (Santi, 2017). La présence d'un organe respiratoire accessoire permet à cette espèce de respirer de l'air quand elle est très active ou dans des conditions très sèches (De Moor et Bruton, 1988). C'est une espèce omnivore de fond mais qui se nourrit occasionnellement à la surface (Teugels, 1989). Ce poisson-chat s'alimente préférentiellement la nuit sur une grande variété de proies comme les insectes, le plancton, les invertébrés et les poissons, mais consomme également des jeunes oiseaux, des chairs pourrissantes et des plantes (De Moor et Bruton, 1988). La taille de la maturité sexuelle chez cette espèce est 30,8 cm (IGFA, 2001) in Anvo (2018). Les mâles et les femelles de *C. gariepinus* peuvent facilement être distingués visuellement car il existe un dimorphisme sexuel bien marqué de la papille génitale. Le mâle possède une papille génitale distincte et allongée, localisée derrière l'anus. Cette papille génitale est moins allongée et est arrondie chez les femelles.

### 1.3. Répartition géographique

L'espèce *Clarias gariepinus* a une distribution quasi panafricaine et est originaire du Nil inférieur (Arndt et al., 2003). Selon Skelton et Norris (1996), c'est probablement le poisson le plus largement distribué en Afrique. Elle serait absente dans la partie maghrébine, dans la haute et basse Guinée ainsi que dans la province du Cap en Afrique du Sud. Outre cette distribution africaine, *C. gariepinus* est également présente en Asie mineure (Jordanie, Israël, Syrie et le sud de la Turquie) (Teugels, 1989). Durant ces 20 dernières années, *C. gariepinus* a été introduite en Europe, en Asie et en Amérique du Sud (Ducarme et Micha, 2003; Poompuang et Na-Nakorn, 2004) pour l'aquaculture (Figure 3). En Europe, elle est utilisée pour l'aquaculture intensive, alors qu'en Asie, elle est utilisée pour l'hybridation avec des espèces locales. En fait, l'hybride de *Clarias gariepinus* et *Clarias macrocephalus* est populaire dans la communauté de l'aquaculture en Asie en raison de son taux de croissance rapide et de sa résistance aux maladies (Senanan et al., 2004).

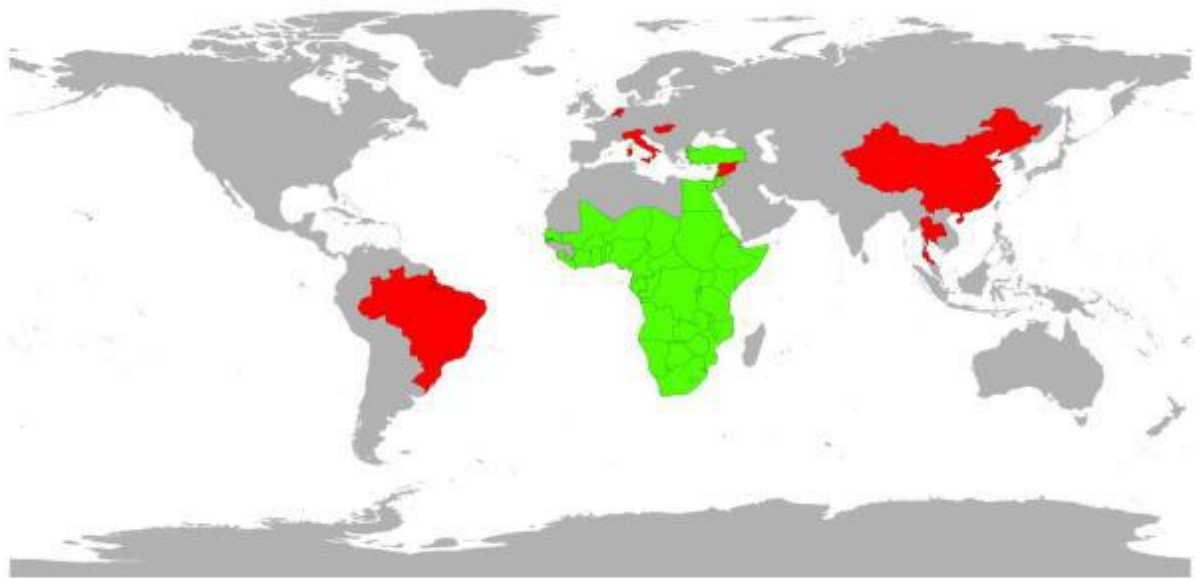


Figure 3. Répartition géographique de *Clarias gariepinus* dans le monde (source : GISD, 2012). ■ : aire de répartition originelle ; ■ aire d'introduction

### 1.4. Importance et élevage de *Clarias gariepinus*

*Clarias gariepinus* est l'une des espèces les mieux adaptées à la pisciculture en Afrique (Micha, 1973; Huet et Timmermans, 1986). Les raisons qui rendent cette espèce prometteuse en pisciculture sont entre autres sa croissance rapide donnant une production élevée et un taux de conversion alimentaire (TCA) meilleur en comparaison avec les autres Clariidés (Van Weerd, 1995), sa résistance aux manipulations et au stress (elle supporte de longs transports

hors de l'eau et peut résister dans les eaux très pauvres en oxygène qui ne conviennent plus aux autres espèces), sa faculté de vivre dans les milieux les plus divers, la possibilité de l'élever en milieux restreints, sa capacité d'accepter des régimes alimentaires très variés ainsi que la qualité de sa chair, fort appréciée par de nombreuses populations africaines (Hogendoorn, 1979; Huet et Timmermans, 1986). De ce fait, sa production a pris une importance considérable en Afrique Sub-saharienne ces dernières années. Elle est dominante dans trois pays que sont : le Nigéria, l'Ouganda et le Kenya (FAO, 2014). La production annuelle de ce poisson au Nigéria dépasse celle de tilapia et représente 70 à 80 % de la production totale de poissons d'eau douce dans le pays. L'importance et les potentialités du *Clarias* se manifestent aussi à travers ses introductions, sa production intensive et son exportation à travers le monde. En Europe (Pays-Bas, Belgique, Allemagne, Hongrie, etc), en Asie (Thaïlande, Philippines, Bangladesh, Vietnam, etc) et en Amérique latine. Si le tilapia est souvent qualifié de « poulet aquatique », le *Clarias*, quant à lui, est qualifié de « poisson fait pour la pisciculture et les consommateurs africains » (Bondad-Reantaso, 2007).

Bien que cette espèce soit élevée dans de nombreuses régions, cela n'est pas sans difficulté. En effet, la phase larvaire est la plus difficile dans l'élevage du *Clarias*. Les œufs de *Clarias* ayant une faible réserve vitelline, les larves doivent impérativement trouver une source alternative d'alimentation à partir du deuxième jour après éclosion. Cette phase larvaire nécessite une d'alimentation avec des proies vivantes pendant au moins les 4-5 premiers jours après le début de leur alimentation exogène (Hecht, 1996). A ce stade les larves acceptent préférentiellement de la nourriture vivante, en l'occurrence des nauplii d'*Artemia* (Taille = 400-500 µm) ou à défaut du zooplancton (~200µm) vivant ou congelé (Ducarme et Micha, 2003). A partir du 9-11<sup>ième</sup> jour jusqu'au 16-17<sup>ième</sup> jour, elles peuvent être entièrement alimentées avec un aliment composé sec dont la taille est fonction de la dimension de leur bouche en complément d'une distribution décroissante de nauplii d'*Artemia*, ( Hecht, 1996; Ducarme et Micha, 2003). Après cette phase, les alevins peuvent recevoir uniquement de l'aliment sec dont la quantité et la dimension devront être adaptées au poids moyen des alevins. C'est dire que la phase la plus délicate de l'élevage de *C. gariepinus* est la période allant de l'éclosion jusqu'au stade de 10 g. En circuit fermé et à la température de 30°C, Hogendoorn (1981) avait trouvé que les alevins de 0,5 g pouvaient atteindre un poids de 10 g en 4 semaines, quand les poissons étaient continuellement nourris (jour et nuit) à la demande ou à un taux de nourrissage de 8 % de leur biomasse. Il faut aussi que durant cette phase, il existe un très fort cannibalisme au sein des fratries.



Dès que les poissons atteignent un poids de 10 à 12 g, la conduite de l'élevage ne pose plus de difficultés majeures étant donné que les alevins acceptent la nourriture artificielle. Dans les étangs de grossissement et en cages flottantes, les individus de *Clarias* peuvent atteindre un poids de 1200 g en 4 à 6 mois à la température variant entre 25 et 28°C (Hogendoorn et al., 1983; Huet et Timmermans, 1986; Legendre et al., 1992). Ceci permettrait deux à trois récoltes par an. Pour le grossissement des poissons de 10 à 250 g, dans les bassins en béton de 20 m<sup>3</sup>, alimentés en eau neuve à raison de 5 à 10 m<sup>3</sup> par heure, les poissons peuvent être stockés à 1000-1200 pièces au m<sup>3</sup> (Ducarme et Micha, 2003). Le niveau d'eau doit être remonté au fur et à mesure de la croissance. Le taux de conversion alimentaire (TCA) sur ce segment d'élevage est estimé à 0,65-0,7 avec un aliment 49/11 (ratio protéines /lipides) (Ducarme et Micha, 2003). Pour des charges maximum (en fin d'élevage) variant entre 250-300 kg par m<sup>3</sup>, les productions seront estimées entre 1 et 2 kg/m<sup>3</sup>/jour (Ducarme et Micha, 2003).

Le taux de croissance varie en fonction de la qualité et de la quantité d'aliment, de la densité d'élevage ainsi que de la qualité physico-chimique de l'eau, surtout de la température qui n'est pas toujours optimale (Hogendoorn, 1979; Hogendoorn et al., 1983; Huet et Timmermans, 1986; Degani et al., 1989) (Hogendoorn, 1979; Hogendoorn, 1983; Huet, 1986; Degani et al., 1989). Les poids demandés pour la commercialisation varient entre 800 et 1500 g.

## **1.5. Besoins nutritionnels de *Clarias gariepinus***

### **1.5.1. Besoins en protéines et en acides aminés**

Les besoins de *C. gariepinus* en protéines alimentaires diminuent du stade larvaire au stade adulte de 55% (Uys et Hecht, 1985) à 40% (Uys, 1989). Certains auteurs (De Graff et Janssen, 1996; Guillaume et al., 1999) estiment que le niveau protéique optimal des régimes pouvait être abaissé d'environ 25 % chez des poissons comme la truite, la carpe et le poisson-chat entre le stade alevin et l'âge d'un an. Chez les géniteurs, les besoins en protéines sont mal connus (Takeuchi et al., 1981). Toutefois, certaines études montrent que les apports protéiques assurant une bonne croissance permettent également une bonne viabilité des œufs produits par la femelle chez la truite arc en ciel *Oncorhynchus mykiss* (Takeuchi et al., 1981) et une meilleure croissance ovarienne chez le guppy (*Poecilia reticulata*) (Dahlgren, 1980).

Les acides aminés (AA) sont des éléments constitutifs des protéines. Au-delà de l'apport quantitatif en protéines, les sources protéiques de l'aliment doivent fournir des acides aminés en quantité adéquate pour permettre une utilisation optimale de l'apport protéique. Les AA ont été classés en deux groupes selon qu'ils soient essentiels (indispensables) ou non essentiels (non indispensables). Les acides aminés indispensables (AAI) sont ceux qui ne peuvent pas être synthétisés par les animaux selon leurs besoins. Ainsi, ces AAI doivent être fournis par

l'alimentation dans des conditions où les taux d'utilisation sont supérieurs aux taux de synthèse (Li et al., 2009), alors que tous les acides aminés non indispensables (AANI) peuvent être synthétisés de novo par les animaux et servent préférentiellement à la synthèse de nouvelles protéines ou de composés azotés (acides nucléiques, peptides, hormones...). Chez les poissons, comme chez d'autres animaux d'élevage, les mêmes dix acides aminés sont indispensables : arginine, histidine, isoleucine, leucine, lysine, méthionine, phénylalanine, thréonine, tryptophane et valine. Les besoins quantitatifs en AAI ne sont pas connus pour *C. gariepinus*, exception faite pour la méthionine (1,7% de protéines) chez les larves de cette espèce (Uys et Hecht, 1985). Toutefois, ils sont assimilés à ceux du poisson-chat américain *Ictalurus punctatus* (Wilson et Moreau, 1996) ou du Clarias hybride *C. macrocephalus* x *C. gariepinus* (Wilson, 2002) (Tableau I).

**Tableau I.** Besoins en AAI de *Ictalurus punctatus* (Wilson et Moreau, 1996) et de l'hybride de *C. macrocephalus* x *C. gariepinus* (Wilson, 2002)

Acide aminé	Besoins (% de la matière azotée totale)	
	<i>Ictalurus Punctatus</i>	Clarias hybride
Arginine	4,3	3,6
Histidine	1,5	1,2
Isoleucine	2,6	2
Leucine	3,5	3,5
Lysine	5,1	4,8
Méthionine	2,3	2,4
Phénylalanine	5	4
Thréonine	2	2,8
Tryptophane	0,5	0,6
Valine	3	2,4

AAI : Acides aminés indispensables

### 1.5.2. Besoins en lipides et en acides gras

Les lipides constituent, avec les protéines, une source d'énergie particulièrement bien adaptée à la physiologie et au métabolisme des poissons (Corraze, 1999). Les besoins en lipides de *C. gariepinus* varient de 8,2 à 17% de matière sèche d'aliment (Machiels et Henken, 1985; Pantazis, 1999; Ali, 2001; Ali et Jauncey, 2005). Les besoins nutritionnels des larves et des alevins en lipides sont de l'ordre de 9% du régime alimentaire (Uys et Hecht, 1985). La littérature disponible ne donne pas les besoins en acides gras du poisson-chat africain. Toutefois, l'étude de Hoffman et Prinsloo (1995) qui donne le profil en acides gras des filets

de *C. gariepinus* pourrait renseigner sur leurs besoins en acides gras (Tableau II). En effet, la teneur en lipides et la composition des acides gras corporels des poissons reflètent celles des lipides alimentaires (Corraze, 1999). Toutefois, les niveaux recommandés des acides gras de la série oméga-3 sont de 0,5 à 0,75% d'acides gras polyinsaturés et de 1 à 2% d'acide linoléique (Guillaume et al., 1999) et le rapport 1:1 entre les acides gras des séries oméga-3 et oméga-6 apparaît optimal pour leur croissance et leur condition corporelle (Uys et Hecht, 1985).

**Tableau II** : Profil en acides gras (% des lipides totaux) des filets de *Clarias gariepinus* (Hoffman et Prinsloo, 1995)

Acides gras	% d'acides gras totaux
<b>Acides gras saturés (AGS)</b>	
Acide myristique	1,72
Acide palmitique	26,63
Acide stéarique	6,53
Acide béhénique	1,12
<b>ΣAGS</b>	36
<b>Acides gras monoinsaturés (AGMI)</b>	
Acide palmitoléique	10,1
Acide oléique	35,29
<b>ΣAGMI</b>	45,3
<b>Acides gras polyinsaturés (AGPI)</b>	
Acide linoléique	6,61
Acide dihomο- γ-linoléique	1,85
Acide arachidonique	1,08
Acide linoléique	2,24
Acide eicosapentaénoïque (EPA)	0,35
Acide docosapentaénoïque (DPA)	0,47
Acide docosahexaénoïque (DHA)	1,87
<b>ΣAGPI</b>	14,47
<b>AGNI (Acides gras non identifiés)</b>	4,23

### 1.5.3. Besoins en glucides

Les glucides ou hydrates de carbone sont importants dans l'alimentation des poissons. Toutefois, les poissons n'ont pas une capacité d'utilisation des glucides aussi grande que les vertébrés supérieurs terrestres (Guillaume et al., 1999). Le caractère euryphage du poisson-chat *C. gariepinus* indique qu'il est capable de digérer les protéines végétales et qu'il utilise les glucides comme source énergétique (Van Weerd, 1995). Cependant, les besoins en glucides de *C. gariepinus* varient de 15 à 35% de matière sèche d'aliment (Ali, 2001). Les glucides peuvent constituer jusqu'à 21% du régime des larves de *C. gariepinus* (Uys et Hecht, 1985).

### 1.5.4. Besoins en minéraux

D'un point de vue théorique, les poissons ont la possibilité d'extraire les minéraux à la fois de l'eau et des aliments qu'ils consomment (Guillaume et al., 1999). Les rôles physiologiques et nutritionnels des macro-minéraux et des oligo-éléments sont semblables chez les poissons que chez les animaux supérieurs. La nutrition minérale constitue le domaine le moins bien connu de la nutrition des poissons (Guillaume et al., 1999). Toutefois, une revue bibliographique de Prabhu et al. (2016), sur les besoins en minéraux des poissons, donne un aspect général sur les teneurs d'incorporation de certains minéraux. En effet, les teneurs d'incorporation du Phosphore varient de 4,75 à 7,93 g/Kg ; le Calcium de 4,25 à 5,14g/Kg ; le Magnésium de 0,25 à 0,42 g/Kg ; le Potassium de 1,07 à 7,41 g/Kg ; le Zinc de 22,38 à 49,73 mg/Kg ; le Sélénium de 0,27 à 0,43 mg/Kg ; le manganèse de 7,4 à 14,1 mg/Kg ; le Fer de 58,0 à 193,7 mg/Kg et le Cuivre de 3,09 à 9,88 mg/Kg. Par ailleurs, les besoins en minéraux de certaines espèces telles que le poisson-chat américain *Ictalurus punctatus* sont bien connus (Wilson et Moreau, 1996), alors que les besoins quantitatifs en minéraux ne sont pas connus pour *C. gariepinus*. Toutefois, ils peuvent être déterminés d'après les besoins de *Ictalurus punctatus* (Guillaume et al., 1999; Webster et Lim, 2002).

### 1.5.5. Besoins en énergie

L'énergie brute, l'énergie digestible, l'énergie métabolisable et l'énergie nette peuvent toutes servir à mesurer l'énergie provenant des aliments. L'énergie brute dépend de sa composition chimique et peut être calculée par addition des quantités d'énergie brute apportées par chacun des composés organiques du régime. L'énergie digestible correspond à l'énergie brute ingérée diminuée de l'énergie brute des fèces. L'énergie métabolisable est l'énergie digestible diminuée de l'énergie rejetée sous forme d'excrétion branchiale et urinaire. L'énergie nette est l'énergie métabolisable diminuée des dépenses liées à la consommation et à l'utilisation de l'aliment. Les poissons, comme tous les animaux, ont besoin d'énergie pour assurer leurs fonctions vitales. Les besoins énergétiques des poissons dépendent de l'animal lui-même

(espèces, stade physiologique), ainsi que des facteurs environnementaux, en particulier, de la température du milieu (Guillaume et al., 1999). Les besoins en énergie brute varient entre 11 et 24 kJ/g (Machiels et Henken, 1985; Degani et al., 1989; Pantazis, 1999; Ali et Jauncey, 2005). Par ailleurs, les besoins en énergies digestible et métabolisable chez *C. gariepinus* varient entre 10,5 et 18,5 kJ/g d'aliment (Machiels et Henken, 1985; Hecth et al., 1988; Van Weerd, 1995).

## **2. Problématique de l'utilisation des sous-produits agro-industriels dans l'alimentation des poissons**

### **2.1. Substitution des farines de poissons par les farines végétales**

Les farines constituent l'apport principal en acides aminés présents sous forme d'acides aminés libres ou de protéines. Chez les poissons, les acides aminés sont notamment utilisés pour la croissance tissulaire, mais aussi comme source d'énergie préférentielle. Certaines farines sont plus riches en AAI et sont mieux équilibrées que d'autres. C'est le cas de la farine de poisson dont le profil en AAI couvre bien les besoins protéiques et métaboliques des poissons ( Mambrini and Kaushik, 1995; FAO, 2010; Hertrampf and Piedad-Pascual, 2012).

La substitution de la farine de poisson par les farines végétales induit une modification de la teneur en protéines et apports en AA causant majoritairement des effets négatifs sur la croissance, la reproduction et la qualité de la chair des poissons (Francis et al., 2001). Ces effets provenant de l'incorporation de farines végétales diffèrent en fonction du type de farine utilisé, du pourcentage de substitution de l'aliment, de la durée de la substitution, de l'espèce et de son stade de développement. A titre d'exemples, le remplacement total de la farine de poisson par un mélange de farines de colza et de la chlorelle pendant 42 jours n'affecte pas la croissance et l'activité des enzymes digestives chez le carassin gibèle, *Carassius auratus gibelio* (Shi et al., 2017) tandis que le remplacement à 75% de la farine de poisson par le tourteau de soja entraîne une diminution de la croissance et de l'activité des enzymes digestives chez le loup de mer japonais, *Lateolabrax japonicus* (Zhang et al., 2018). Chez la daurade à tête noire, *Acanthopagrus schlegelii* (Kalhor et al., 2018), une substitution d'au plus 82,5 % de la farine de poisson par un concentré de protéines de soja n'altère pas la croissance en cas de supplémentation de l'aliment en méthionine et lysine. Quant au poisson-chat-africain, un remplacement total de farine de poisson par un mélange de farines végétales et animales n'a eu aucun effet significatif sur la croissance à court terme (8 semaines) et long terme (2 ans) sur la reproduction de cette espèce, tandis qu'une substitution totale ou partielle de la farine de poisson par les farines végétales a entraîné une baisse de la croissance chez la même espèce (Imorou Toko et al., 2008; Raji et al., 2018). Les différences de résultats

observées entre les espèces sont notamment à mettre en relation avec leurs besoins respectifs en protéines et leur régime alimentaire en milieu naturel. En effet, des études réalisées sur la digestibilité des protéines (Guillaume et al., 1999) et leur conversion en énergie ont montré que l'efficacité de rétention des protéines chez le bar européen, *Dicentrarchus labrax* était par exemple plus faible que chez les salmonidés. En plus des besoins énergétiques des poissons, la composition des farines végétales explique également la diminution de la croissance chez ces poissons. En effet, les farines végétales, en plus d'avoir un déséquilibre en AAI (Yuan et al., 2011; Burel et Médale, 2014; Nunes et al., 2014), contiennent des facteurs anti-nutritionnels (FAN) divers (acide phytique, tannins, gossypol, glucosinates...) affectant par exemple la digestion des protéines ou l'utilisation de minéraux ou vitamines. C'est pourquoi l'inter-supplémentation entre farines végétales possédant des facteurs limitants différents selon la source serait plus efficace chez les poissons que chaque constituant pris isolément (Burel et al., 2000). C'est le cas par exemple de l'action supplétive du tourteau de tournesol (facteur limitant = lysine) par le haricot (facteur limitant = méthionine) chez le poisson-chat africain, l'ensemble devenant un bon substitut de la farine de poisson (Nyina-Wamwiza et al., 2010). De plus, pour accroître la digestibilité des farines végétales et limiter les effets de certains constituants peu digestes ou de composés réduisant la valeur alimentaire de l'ingrédient, certains pré-traitements technologiques (cuisson, extrusion, décorticage, trempage, fermentation, traitements chimiques...) permettent de réduire la toxicité des FAN pour les poissons. En effet, le décorticage du tourteau de tournesol a permis de remplacer totalement la farine de poisson dans l'alimentation du poisson-chat africain (Nyina-Wamwiza et al., 2010). Il existe cependant des variétés végétales contenant de faibles niveaux de facteurs antinutritionnels qui tels que la farine du haricot ailé, combinée à de simples techniques de traitements technologiques de ces végétaux, permettent d'augmenter leur incorporation dans les aliments pour poissons (Fagbenro, 1999).

## **2.2. Utilisation et digestibilité des protéines et des nutriments**

Les protéines sont les macronutriments les plus importants chez les poissons à cause de leur rôle énergétique, et surtout leur rôle de croissance à travers la production de chair (NRC, 1993; Guillaume et al., 1999). En effet, les protéines constituent la deuxième source d'énergie la plus efficace après les lipides, en apportant  $23,7 \text{ kJ.g}^{-1}$  contre seulement  $17,2 \text{ kJ.g}^{-1}$  pour les glucides (NRC, 1993). Aussi 50-70% des protéines synthétisées par le poisson sont retenues dans le muscle pour la croissance (Guillaume et al., 1999). Les protéines sont constituées principalement par des acides aminés (AA) liés entre eux par des liaisons peptidiques. Elles sont dans la plupart des cas de grosses molécules qui ne peuvent être absorbées telles quelles par l'épithélium digestif. Elles doivent d'abord être scindées en molécules plus petites pouvant

être absorbées puis métabolisées. Ce sont les processus de digestion qui réalisent cette fragmentation à l'aide des enzymes dans le tractus digestif.

En aquaculture, la mesure de digestibilité a un triple objectif : une meilleure connaissance de l'utilisation potentielle des nutriments, une amélioration de la qualité de l'aliment pour les poissons et, enfin une diminution des déchets d'origine alimentaire permettant de préserver la qualité de l'environnement en général et de l'eau en particulier. Plusieurs facteurs influencent la digestibilité des nutriments chez les poissons. Les poissons digèrent les protéines généralement avec un coefficient d'utilisation digestif (CUD) dépassant 90%. Cependant, cette digestibilité est fonction de la nature même des protéines ou des sources protéiques (animale ou végétale), des traitements technologiques effectués et requiert un équipement enzymatique efficace chez le poisson. En effet, l'utilisation de protéines végétales et d'autres sources de protéine animale (farine de viande et d'os par exemple) a entraîné chez le poisson-chat méridional (Ai et Xie, 2005), la perche grimpante, *Anabas testudineus* (Hossain et al., 2017), le poisson-chat du Bocourti, *Pangasius bocourti* (Puycha et al., 2017) et le poisson-chat d'Ussuri, *Pseudobagrus ussuriensis* (Bu et al., 2017), une baisse du CUD de la matière sèche et des protéines. Par contre chez poisson-chat africain (Nyina-Wamwiza et al., 2010), la substitution de la protéine de poisson par un mélange de protéines végétale et animale n'a eu aucun effet significatif sur le CUD des protéines et des AA. Le CUD de la matière sèche a cependant connu une baisse significative. Les enzymes digestives présentes chez les différentes espèces de poissons et leur activité selon les ingrédients utilisés sont également liées à la digestibilité des nutriments (Silva et al., 2010). En effet, les pepsines se retrouvent à la fois chez les carnivores et chez les herbivores qui possèdent un estomac (Cockson et Bourne, 1972). Chez le poisson-chat africain, plusieurs types de protéases ont été identifiés et leur présence et activité étaient fonction des différents organes du tube digestif. En effet, la protéase enregistrée dans l'estomac était la pepsine (Uys et Hecht, 1987). Quant au pancréas et l'intestin, les protéases présentes étaient la trypsine et la chymotrypsine. Cependant, la trypsine et la chymotrypsine étaient relativement inactives dans le pancréas. Cela est probablement dû au fait que les enzymes protéolytiques du pancréas se présentent sous la forme de zymogène et ne sont activées que lors de la pénétration dans l'intestin (Uys et Hecht, 1987). Des auteurs tels que Jonas et al. (1983) ont montré que l'activité de la trypsine chez les poissons carnivores étaient quatre fois supérieure à celle de la chymotrypsine, par contre chez les omnivores et les herbivores l'activité de la chymotrypsine était presque quatre fois supérieure à celle de la trypsine. Chez *Clarias gariepinus*, ces deux enzymes sont très actives, ce qui lui permet d'utiliser efficacement une large gamme de protéines végétales et animales. En plus de ces protéases, des preuves histochimiques de la présence de l'aminopeptidase ont été trouvées dans les intestins du poisson-chat africain (Verreth et al., 1992). Cockson et

Bourne (1972) ont également démontré la présence de diverses enzymes chez le poisson-chat africain, indiquant que l'espèce est capable de digérer la plupart des protéines avec peu ou pas de spécialisation pour les protéines d'origine animale ou végétale, d'où son intérêt pour étudier la valorisation des ingrédients végétaux dans leur alimentation. L'ensemble de ces caractéristiques ont des impacts importants pour son élevage.

Quant à la digestibilité des carbohydrates, elle est mesurée à travers l'activité des amylases. En effet, l'activité amylolytique est détectée chez tous les poissons dès le début de la vie, et se révèle nettement plus grande chez les herbivores ou les omnivores que chez les carnivores et augmente avec le niveau de carbohydrates dans l'aliment. Chez le poisson-chat africain, l'activité de l'amylase a été mesurée dans l'estomac, le pancréas et l'intestin avec la plus forte activité dans le pancréas et la plus faible dans l'estomac (Uys e Hecht, 1987). Les faibles taux d'amylase dans l'estomac indiquent que très peu d'amidon est digéré avant que la nourriture n'atteigne l'intestin antérieur

La digestibilité des lipides reste généralement très élevée chez les poissons, mais est généralement influencée par le degré d'insaturation et la longueur de la chaîne carbonée (Guillaume et al., 1999). En effet, la digestibilité des acides gras saturés diminue quand la longueur de la chaîne carbonée s'accroît et, à longueur de chaîne identique, elle augmente avec le degré d'insaturation. Chez le poisson-chat africain, l'activité des lipases a été mesurée dans le foie et l'intestin et cette activité augmentait avec l'augmentation de la teneur en lipide dans l'aliment dans foie et l'intestin (Ali et Jauncey, 2005).

### **2.3. Substitution des huiles de poissons par les huiles végétales**

Les lipides sont des composés complexes dont les différents constituants jouent de façon directe ou indirecte, immédiate ou retardée, un rôle énergétique, structural et fonctionnel (Couet, 1994). Parmi les lipides, deux classes ont une grande importance en nutrition animale: les triacylglycérols (TAG) ou triglycérides et les phospholipides (PL) (Guillaume et al., 1999). Les TAG sont des triesters de glycérol et de trois acides gras (AG) et les PL sont des esters de deux AG et d'un acide phosphorique lui-même lié par une fonction diester à un autre alcool. Chez les poissons, parmi les macronutriments, les lipides constituent la source d'énergie la plus efficace en apportant  $39,5 \text{ kJ g}^{-1}$  alors que les protéines et les glucides fournissent respectivement  $23,7$  et  $17,2 \text{ kJ g}^{-1}$  (NRC, 1993). Ce rôle énergétique des lipides est d'autant plus important chez les poissons carnivores, car ils possèdent une faible capacité à digérer les glucides (Wilson et Moreau, 1996). Chez certaines espèces, dont les salmonidés, le rôle énergétique des lipides permet aussi d'épargner l'utilisation des protéines comme seuls substrats lors du métabolisme énergétique. Cette épargne améliore le taux de conversion



alimentaire et l'efficacité protéique tout en diminuant la quantité de produits azotés excrétés par l'organisme (Vergara et al., 1999). Il en résulte alors de nombreux avantages pour le pisciculteur, notamment une amélioration de la croissance des individus, une meilleure résistance aux pathologies et surtout une préservation de l'environnement contre les rejets azotés. Chez les salmonidés par exemple, on estime qu'une teneur en lipides de 15 à 20% permet de réduire la teneur en protéines de 48 à 35% sans altérer les performances zootechniques (Guillaume et al., 1999).

En ce qui concerne les phospholipides, les acides gras à longue chaîne polyinsaturés (AGLPI) de la voie n-6 et n-3 tels que l'acide eicosapentaénoïque (EPA, 20:5n-3), l'acide docosahexaénoïque (DHA, 22:6n-3) et l'acide arachidonique (ARA, 20:4n-6), sont des composants importants des phospholipides membranaires. Chez les poissons comme chez les mammifères, l'EPA et l'ARA sont les précurseurs principaux des eicosanoïdes (prostaglandines, leucotriènes, lipoxines et thromboxanes). Ces eicosanoïdes sont des médiateurs cellulaires agissant entre autres sur le système nerveux, l'excrétion rénale et branchiale, et l'osmorégulation (Bell et al., 1996; Guillaume et al., 1999; Henrotte et al., 2011). En plus des AGLPI, les lipides contiennent également les acides linoléique (LA, C18:2n-6) et  $\alpha$ -linoléique (ALA, C18:3n-3) qui sont des acides gras essentiels (AGE) car ne pouvant pas être biosynthétisés par l'animal. Ces acides gras rentrent dans la composition des membranes mais ils ont surtout un rôle dans le métabolisme des AGLPI en tant que précurseurs des voies n-3 et n-6 conduisant à la formation de l'EPA, du DHA (n-3) et de l'ARA (n-6).

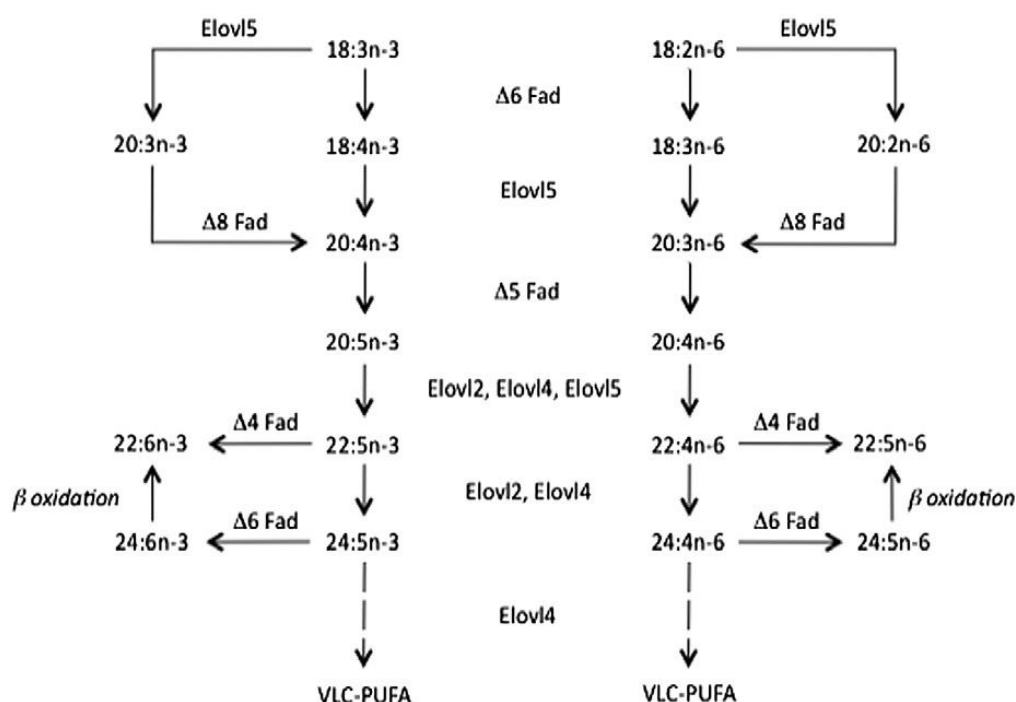
L'huile est la source principale des acides gras apportés par l'aliment. Parmi les huiles, l'huile de poisson est encore considérée comme la meilleure source lipidique pour les poissons d'élevage à cause de sa richesse en AGLPI et sa teneur en AGE (Tocher, 2003, 2015,). Par contre, la composition en acides gras (AG) des huiles végétales est très différente de celle des huiles de poissons. En effet, elles sont dépourvues en AGLPI proportions élevées en AGE (en particulier le LA). Certaines d'entre elles contiennent des proportions importantes de ALA, c'est le cas pour l'huile de colza (8-10%), mais surtout pour l'huile de lin (plus de 50%). Compte tenu de ces différences de composition, l'incorporation d'huiles végétales peut avoir des répercussions sur la croissance et la qualité nutritionnelle des produits.

Plusieurs huiles végétales ont été utilisées comme alternative de substitution totale ou partielle de l'huile de poisson avec des résultats plus ou moins satisfaisants selon la source d'huile, l'espèce de poisson et son stade de développement (NRC, 1993). En effet, la faible teneur ou l'absence en AGLPI des régimes contenant les huiles végétales induisent diverses réactions biologiques chez les espèces de poissons en fonction de leur capacité à les biosynthétiser. En effet, les études récentes ont mis en évidence une grande diversité des capacités endogènes

de biosynthèse des AGLPI chez les espèces de poissons, due à leur position trophique et leur comportement environnemental. La voie de biosynthèse des AGLPI à partir des précurseurs C<sub>18</sub> est composée d'une cascade de réactions enzymatiques faisant intervenir des désaturases (Fads) et des élongases (Elovl) respectivement pour la désaturation et l'élongation des acides gras. Chez le bar européen, *Dicentrarchus labrax* (Geay et al., 2010), la morue atlantique, *Gadus morhua* (Hixson et al., 2014) et la perche commune, *Perca fluviatilis* (Geay et al., 2015) nourris avec des régimes à base d'huiles végétales, une diminution de la croissance et des AGLPI a été observée. Ces observations seraient liées à la faible capacité de biosynthèse des AGLPI chez ces espèces. Par contre, les salmonidés (Tocher et al., 2001), le saumon atlantique *Salmo salar* (Zheng et al., 2005), la truite arc-en-ciel *Oncorhynchus mykiss* (Fonseca-Madrigal et al., 2005) et le poisson-chat africain (Ng et al., 2003) nourris avec les régimes à base d'huiles végétales ont montré de bonnes performances de croissance. Ces résultats montrent que la substitution de l'huile de poisson par les huiles végétales serait possible si, d'une part, l'huile végétale utilisée contient des AGE (précurseurs des AGLPI), et d'autre part, que le poisson a les capacités endogènes de biosynthèse des AGLPI. De plus, la présence des gènes responsables de la bioconversion a été prouvée chez le poisson-chat africain (Oboh et al., 2016). Cependant, à notre connaissance, il n'existe pas encore de recherche sur l'influence de l'utilisation des huiles végétales sur l'expression des gènes responsables de la biosynthèse des AGLPI chez cette espèce.

#### **2.4. Les voies de biosynthèse des AGLPI**

Chez les poissons, la biosynthèse des AGLPI se fait à travers une cascade de réactions enzymatiques faisant intervenir des désaturases (Fads) et des élongases (Elovl), qui permettent de convertir l'ALA en EPA et DHA et le LA en ARA (; Tocher, 2003, 2015; Castro et al., 2016) (Figure 4). Plusieurs études ont eu pour objectif de caractériser les enzymes impliquées dans cette voie de biosynthèse des AGLPI, en particulier la fads2 et la Elovl5. Les séquences codant les deux gènes relatifs à ces enzymes ont été caractérisée aussi bien chez les poissons d'eau douce et marins, que chez les espèces herbivores et carnivores ou à tendance carnivore à savoir, le poisson-zèbre *Danio rerio* (Hastings et al., 2001), la truite arc-en-ciel (Seilliez et al., 2001), la carpe *Cyprinus carpio* (Zheng et al., 2004), le poisson tête-de-serpent *Channa striata* (Kuah et al., 2015), le pavillon tacheté *Scatophagus argus* (Xie et al., 2016), le poisson-chat africain (Oboh et al., 2016), le Cardeau hirme *Paralichthys olivaceus* (Kabeya et al., 2017) et le barbeau argenté *Puntius gonionotus* (Nayak et al., 2017).



**Figure 4.** Voies de biosynthèse des AGLPI chez les poissons. Toutes les activités ont été démontrées chez des espèces de poissons téléostéens, mais toutes les espèces n'expriment pas toutes les activités (Tocher, 2015).

#### 2.4.1. Les desaturases (Fads)

Les enzymes Fads introduisent des doubles liaisons (insaturations) en des positions spécifiques de la chaîne d'acyl gras (Nakamura et Nara, 2004). Il a été démontré que toutes les enzymes Fads étudiées jusqu'à présent dans les génomes des téléostéens sont des paralogues de *fads2*, un gène codant pour une enzyme qui a une activité de désaturation du type Δ6 chez les vertébrés (Castro et al., 2012, 2016). Alors que la plupart des enzymes Fads2 des poissons, fonctionnellement caractérisées ont une activité typiquement Δ6, d'autres poissons tels que le poisson-zèbre (Hastings et al., 2001), le tilapia du Nil (Tanomman et al., 2013) et le brochet argenté *Chirostoma estor* (Fonseca-Madrighal et al., 2014) ont été caractérisées comme ayant une activité bifonctionnelle Δ6Δ5 Fads2 ou monofonctionnels Δ5 Fads2 tels que le saumon atlantique (Hastings et al., 2005) et la truite arc-en-ciel (Abdul Hamid et al., 2016). Ces dernières années, des activités Fads2 avec des fonctionnalités Δ4 ont été enregistrées chez diverses espèces de téléostéens tels que le poisson-lapin (Li et al., 2010), le brochet argenté (Fonseca-Madrighal et al., 2014) et le poisson tête-de-serpent (Kuah et al., 2015).

#### **2.4.2. Les élongases (Elovl)**

Les enzymes Elovl, quant à elles, catalysent l'étape de condensation dans la voie de l'élongation, ce qui entraîne l'ajout deux carbones à l'acide gras préexistant (Guillou et al., 2010). La caractérisation fonctionnelle des enzymes Elovl2, Elovl4 et Elovl5 des poissons, qui sont des élongases fonctionnant dans la voie de la biosynthèse des AGLPI, montre que leurs activités se chevauchent un peu (Castro et al., 2016). Ainsi, les Elovl5 allongent généralement les AGPI C<sub>18</sub> et C<sub>20</sub>, alors que Elovl2 et Elovl4 sont plus efficaces pour l'élongation des AGPI C<sub>20</sub> et C<sub>22</sub> (Morais et al., 2009; Gregory et James, 2014; Monroig et al., 2016). Les poissons d'eau douce, ayant évolué selon un régime pauvre en AGLPI, posséderaient tous les gènes et / ou fonctionnalités enzymatiques nécessaires à la production endogènes des AGLPI (NRC, 2011; Tocher, 2015). En effet, chez le poisson-chat africain, qui est un poisson d'eau douce, Oboh et al. (2016) ont fait une caractérisation fonctionnelle des enzymes Fads2 et ELovl2. Cependant, un challenge nutritionnel de l'expression des gènes desaturases et élongases chez cette espèce reste à démontrer.

Au Burkina Faso, divers types d'huiles végétales et de sous-produits agro-industriels utilisables dans l'alimentation animale en générale, et des poissons en particuliers ont été recensés. Cependant, très peu d'informations existent sur l'utilisation d'une grande partie de ces sous-produits locaux tels que l'huile du dattier du désert dans l'alimentation des poissons en général et du poisson-chat africain en particuliers, dont sa capacité à utiliser certains sous-produits agro-industriels a été démontrée.

## Chapitre 3. Objectifs et organisation de la thèse

### 1. Objectifs de la thèse

La présente étude s'inscrit dans le cadre de la mise en place d'une filière de production de poisson-chat africain pour développer l'activité piscicole au Burkina Faso à travers la formulation d'une alimentation de qualité et facile d'accès. En effet, au Burkina Faso, on enregistre divers types d'huiles végétales et de sous-produits agro-industriels utilisables dans l'alimentation animale en général, et des poissons en particulier. Cependant, très peu d'informations existent sur la disponibilité à long terme et l'utilisation d'une grande partie de ces sous-produits locaux dans l'alimentation des poissons. Aussi, bien qu'une caractérisation du gène codant pour la FADS2 ait été récemment faite chez *Clarias gariepinus* (Oboh et al., 2016), il n'existe pas encore de données sur le fonctionnement des gènes des désaturases (Fads2) et élongases (Elovl5) à travers un challenge nutritionnel in vivo. Il sera donc intéressant pour nous de mener une étude pour vérifier si l'expression des gènes fads2 et elovl5 est influencée par les régimes alimentaires composés de lipides d'origine végétale.

D'où l'objectif général de notre étude qui est de déterminer la stratégie de substitution de l'huile de poisson d'une part, et de la farine de poisson d'autre part, respectivement par des huiles végétales et des sous-produits (SP) agro-industriels dans l'alimentation du *Clarias gariepinus* et d'évaluer les effets de cette substitution sur la croissance, l'activité digestive, et le métabolisme des lipides et protéines de cette espèce en captivité.

Il s'agit plus spécifiquement de :

- Identifier les huiles végétales et les SP agro-industriels disponibles au Burkina Faso et susceptibles de remplacer efficacement l'huile et la farine de poisson dans l'alimentation du *C. gariepinus* ;
- Etablir des formulations alimentaires permettant de déterminer pour les huiles et les SP agro-industriels sélectionnés, le taux optimal de substitution de l'huile et de la farine de poisson ;
- Evaluer l'effet de la substitution de la farine de poisson par les SP agro-industriels sélectionnés sur les paramètres zootechniques, la digestibilité et les niveaux de retentions protéiques ;
- Evaluer l'effet de la substitution de l'huile de poisson par les huiles végétales sur les paramètres zootechniques, les capacités de biosynthèse des AGLPI et la composition biochimique des poissons.

## 2. Organisation de la thèse

Cette thèse se subdivise en trois grandes parties.

La première partie « introduction générale » présente le contexte et la problématique de l'étude dans le chapitre 1, et la synthèse bibliographique dans le chapitre 2. Enfin, le chapitre 3 de la première partie, rappelle les objectifs poursuivis dans notre étude.

La deuxième partie « Résultats » est subdivisée en quatre chapitres :

- Nous avons d'abord, dans le chapitre 4, procédé à l'identification et à l'inventaire des sous-produits agro-industriels locaux susceptibles de remplacer efficacement la farine et l'huile de poisson dans l'alimentation du Clarias. « *Inventaire et identification des sous-produits agro-industriels utilisables dans la pisciculture au Burkina Faso* ».
- Afin de procéder à une meilleure sélection des sous-produits locaux entrant dans la substitution de la farine et de l'huile de poisson, nous avons dans le chapitre 5, procédé à la détermination du facteur apparaissant le plus limitant dans la croissance du poisson-chat africain, à savoir les protéines ou les lipides. « *Fish proteins not lipids are the major nutrients limiting the use of vegetable ingredients in catfish nutrition* ».
- Pour les huiles végétales inventoriées dans le chapitre 4, nous évaluons dans le chapitre 6 la meilleure source d'huile végétale capable de remplacer efficacement l'huile de poisson en tenant compte des performances de croissance et d'utilisation de l'aliment, de la composition en acides gras des muscles et de capacités de bioconversion des AGE en AGLPI de l'espèce. « *Tropical vegetable oils do not alter growth performance in African catfish through a high n-6 PUFA biosynthesis capacity* ».
- De même que dans le chapitre précédent sur les huiles végétales, dans le chapitre 7, nous déterminons le taux optimum de substitution de la farine de poisson d'une part, et d'autre part, nous procédons à la sélection des meilleurs sous-produits agro-industriels parmi ceux inventoriés, capables de substituer totalement ou partiellement la farine de poisson. Ceci tient compte des performances de croissance, de la digestibilité des nutriments et de la composition en acides aminés des poissons. « *Substitution partielle ou totale de la farine de poisson par des farines végétales dans l'alimentation des juvéniles du poisson-chat africain Clarias gariepinus : Effets sur la croissance, le profil en acides aminés et la digestibilité* ».

Enfin, la troisième partie de ce travail tente d'intégrer les résultats obtenus dans les différents chapitres en présentant une discussion générale suivie d'une conclusion générale incluant des perspectives de recherche et développement dans le domaine de la nutrition du poisson-chat africain.

# **Partie 2**

# **Résultats**

## **Chapitre 4. Identification des sous-produits agro-alimentaires utilisables dans la pisciculture au Burkina Faso**

### **1. Introduction**

Au Burkina Faso, l'agriculture et l'industrie occupent une place importante car elles constituent les composantes déterminantes de l'économie Burkinabè. En effet, l'activité agricole occupe plus de 80% de la population active et contribue à environ 35% du PIB (MA, 2002; DGPAAT, 2014). Quant à l'industrie, constituée majoritairement d'agro-industries, elle occupe la seconde place dans l'économie Burkinabè en contribuant pour 27% du PIB (MA, 2002). Ce caractère agronomique du pays offre une diversité de produits agricoles qui sont par la suite transformés au sein des unités agro-industrielles dont regorge le pays, produisant ainsi une gamme variée de sous-produits qui pourraient être utilisés comme ingrédients dans l'alimentation des animaux terrestres en général, et dans la formulation d'aliments pour les poissons d'élevage en particulier.

Les céréales (mil, sorgho, maïs, riz, fonio) constituent les principales productions végétales au Burkina Faso. Les cultures de rente pratiquées sont le coton, le sésame, l'arachide et le soja et sont pratiquées sur environ 19% des terres emblavées (DGPAAT, 2014). Certains oléagineux tels que le tournesol sont également cultivés. Des produits et sous-produits issus de ces matières premières (tourteau de soja, de tournesol, d'arachide, de coton, de sésame et son de riz, de maïs etc.) sont également disponibles au Burkina Faso et peuvent donc servir dans l'alimentation des poissons en remplacement partiel ou total de la farine de poissons (Guillaume et al., 1999; Sauvart et al., 2002).

En plus des sources de protéines végétales disponibles, le pays dispose également d'une quantité importante et diversifiée d'huiles végétales. En effet, premier pays producteurs de coton en Afrique (PR-PICA, 2017), la Société Burkinabè des Fibres et Textiles assure l'égrenage d'une bonne partie du coton graine qui est produit localement et sa transformation en huile et tourteaux dans les différentes huileries industrielles (SN-CITEC, SOTAMA, Faso Huilerie). Il faut noter que le Groupement des Transformateurs des Produits Oléagineux du Burkina (GTPOB) s'était donné pour objectif de produire 380.000 litres d'huile d'ici la fin de décembre 2018. La SN-CITEC transforme annuellement environ plus de 80.000 tonnes de graines de coton en huiles et tourteaux commercialisés sur les marchés burkinabè, ivoirien et malien.



Le total des importations agroalimentaires françaises en provenance du Burkina Faso s'élevait en 2013 à 4,8M€ (chiffre en hausse de 16% par rapport à 2012) pour un tonnage de 2700t (en hausse de 22% par rapport à 2012). Le second poste en valeur est constitué par les importations d'huiles et corps gras (1,4M€, chiffre stable) (DGPAAT, 2014).

Ainsi, le Burkina Faso dispose une gamme variée de produits et sous-produits agricoles locaux. L'utilisation de ces sous-produits locaux comme ingrédients dans l'alimentation du poisson par les pisciculteurs pourrait permettre d'augmenter la rentabilité de l'activité, et de contribuer d'avantage à valoriser les produits agricoles locaux.

Afin de contribuer au développement de l'aquaculture du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* par la formulation d'aliments performants et à moindre coût à base de sous-produits agro-industriels locaux, l'objectif principal de cette étude était de d'identifier les sous-produits agro-industriels à travers un inventaire socio-économique sur une grande partie du pays.

Plus spécifiquement, il s'agissait :

- D'inventorier les sous-produits agro-industriels potentiellement disponibles
- D'analyser l'évolution mensuelle de la disponibilité et des coûts des sous-produits agro industriels ainsi que les facteurs qui sont à l'origine de ces variations.

## **2. Méthodologie**

### **2.1. Méthodologie de l'inventaire**

L'inventaire a été réalisé dans quatre régions administratives du Burkina Faso, à savoir les régions des Hauts-Bassins, de la Boucle du Mouhoun, des Cascades et celle du centre, Parmi les quatre régions, il faut noter que les trois premières sont les régions les plus arrosées du pays avec une pluviométrie moyenne de 800 à 1200 mm par an (MED, 2005). Favorables à l'agriculture, elles constituent de ce fait les zones agricoles par excellence du pays. Hormis la région du Mouhoun, les autres régions sont les zones industrielles du pays et contiennent d'importantes unités agro-industrielles.

Dans chaque zone, une lettre d'introduction a été adressée aux différents responsables des unités agro-industrielles par le Laboratoire d'Etude et de Recherche Sur les Ressources Naturelles et Sciences de l'Environnement (LERNSE). Une fiche d'enquête a été adressée à chaque structure agro-industrielle. Une personne ressource de chaque unité a répondu aux questionnaires (Président, Directeur, Chef magasinier, Gestionnaire, Technicien de la structure). Le choix des unités agro-industrielles a été fait selon les critères suivants :

entreprise agro-alimentaire fonctionnelle pendant notre étude ; produisant des sous-produits, susceptibles d'être utilisés dans l'alimentation des poissons.

Quant à l'inventaire dans les marchés, il s'est réalisé auprès des grossistes et des détaillants du marché, vendant des sous-produits pouvant être utilisés dans la formulation des aliments pour poisson. Un échantillon composé de 3 grossistes et 3 détaillants dans les marchés ont été questionnés.

## **2.2. Evolution des prix des produits et sous-produits agro-industriels**

Les données sur l'évolution des prix des produits et sous-produits agro-industriels à travers le pays ont été récoltées auprès de la Société Nationale de Gestion de Stock (SONAGESS) à travers son Système d'Information sur les Marchés (SIM). Pour analyser l'évolution des prix des sous-produits agro-industriels, nous avons considéré la moyenne des prix mensuels des marchés de collecte et des marchés de détail dans notre cas. Ensuite, nous avons procédé à la comparaison des moyennes mensuelles des prix des sous-produits agro-industriels des différents marchés de collecte et de détail pour la campagne 2013-2014. Cette analyse nous a permis d'appréhender l'évolution des prix des sous-produits agro-industriels.

## **3. Résultats**

### **3.1. Identification, provenance et prix des sous-produits agro-industriels**

Les résultats de l'enquête montrent qu'au Burkina Faso il existe une grande variété de sous-produits locaux susceptibles d'être utilisés dans l'alimentation du poisson. Ces sous-produits agro-industriels peuvent être classés en deux grands groupes, à savoir les sous-produits agro-industriels qui peuvent être utilisés comme source de protéines et ceux qui sont utilisés comme source de lipides.

Comme sous-produits agro-industriels sources de protéines (Tableau 1), nous avons inventorié les tourteaux d'oléagineux, les sons de céréales et les farines végétales tels que les farines de feuilles de moringa, de blé et des drèches de brasserie. En plus des sources de protéines végétales, les protéines animales telles que la farine de sang d'abattoir et la farine de poisson.

Quant aux sous-produits agro-industriels sources de lipides (Tableau 2), les huiles végétales telles que les huiles d'anacarde, de coton, de palme, du dattier du désert, du sésame et le beurre de karité ont été inventoriés.

**Tableau 1.** Production annuelle totale, prix et provenance des sous-produits agro-industriels sources de protéines inventoriées dans notre zone d'étude

Sous-produits			Quantité annuelle (tonne de matière fraîche)	Prix moyen (FCFA /kg de matière fraîche)	Provenance
Sous-produits végétaux	Tourteaux	Tourteau de coton	108.500	100	Burkina Faso
		Tourteau d'arachide		500	Burkina Faso
		Tourteau de sésame		300	Burkina Faso
		Tourteau de Soja		350	Burkina Faso
	Son	Son de maïs	-	60	Burkina Faso
		Son de blé	500	95	Burkina Faso
		Son de riz	100	75	Burkina Faso
	Farine végétale	Farine de moringa		3000	Burkina Faso
		Farine de blé	73000	400	Burkina Faso
		Drêche de brasserie	193	150	Burkina Faso
Sous-produits animaux	Farine animale	Farine de sang	200	175	Burkina Faso
		Farine de poisson		1450	Sénégal, Côte d'Ivoire

**Tableau 2.** Production annuelle totale, prix et provenance des sous-produits agro-industriels sources de lipides inventoriées dans notre zone d'étude

Huiles végétales	Quantité annuelle (tonne)	Prix moyen (FCFA /)	Provenance
Huile d'anacarde		500	Burkina Faso
Huile de coton	125.000	590	Burkina Faso
Huile de sésame		4000	Burkina Faso
Huile de palme		1250	Ghana, Côte d'Ivoire
Huile du dattier du désert		2000	Burkina Faso
Beurre de Karité		400	Burkina Faso

### 3.2. Localisation des produits et sous-produits agro-industriels au Burkina Faso

La localisation des sous-produits agro-industriels d'origine végétale et animale inventoriés dans la zone d'étude est résumée dans le Tableau 3. Au regard du tableau, on note une disparité des produits et sous-produits dans les différentes régions et cela en fonction du type d'unité industrielle localisée dans la région. Le tourteau de coton est rencontré dans la région des Hauts-Bassins, du Centre et de la Boucle du Mouhoun. Quant à la farine de sang, elle a été localisée dans les régions du Centre et des Hauts-Bassins. Le principal produit localisé

dans la région des cascades est l'huile d'anacarde. L'évaluation du prix de vente des sous-produits nous permet de voir que le coût de l'huile et du tourteau de coton à la SN-Citec est le plus élevé. Quant à la farine de sang, elle est 25% moins chère dans la région des Hauts-Bassins par rapport à la région du Centre (150 FCFA /kg à Bobo et 200 FCFA/kg à Ouagadougou)

**Tableau 3:** localisation des produits et sous-produits agro-industriels identifiés au Burkina Faso

Province	Ville ou Commune	Producteurs (Usines)	Sous-produits agro-industriels	Quantité produite annuellement (en tonne de matière fraîche)	Coût (FCFA /Kg)
Houet	Bobo-Dioulasso	SN-CITEC	Huile de coton	60.000	650*
			Tourteau de coton	55.000	190
		SOFIB	Huile de coton	15.000	575*
			Tourteau de coton	12.000	100
		SOTRAPO	Huile de coton	10.000	575*
			Tourteau de coton	7500	100
			Huile de sésame		4000*
			Tourteau de sésame		300
		ABATTOIR	Farine de sang	80	150
		BRAKINA	Drèche	730	100
		SOFITEX	Graine de coton		85
	Bama	UGER-B	Son de riz blanc	50	42,86
		UGER-B	Son de riz étuvé	50	18,57
Kadiogo	Ouagadougou	BRAKINA	Drèche	1200	200
		HUILERIE DU FASO	Huile de coton	-	600*
			Tourteau de coton	-	-
		BELWET	Huile du dattier du désert		2000*
		MELS	Son de maïs		60
		GMF	Farine de blé	73000	400
			Son de blé	35000	95
		ABATTOIR	Farine de sang	120	150
Mouhoun	Dédougou	SOTISEF	Huile de coton		575*
			Tourteau de coton	9000	100
		SOTAMA	Huile de coton	30.000	575*
			Tourteau de coton	25.000	100
		SOFITEX	Graine de coton	-	85
Comoé	Banfora	SOTRIA-B	Huile d'anacarde	-	500*

**Source :** données d'enquête (novembre 2013)

\* FCFA/litre

**Remarque** : Certaines unités agro-industrielles n'ont pas pu communiquer sur la quantité annuelle de sous-produits dans leur industrie pendant les enquêtes. Ce qui explique le manque de données dans certaines cellules des tableaux 1, 2 et 3.

### **3.3. Valeur nutritionnelle et composition biochimique des sous-produits agro-industriels**

Comme valeur nutritionnelle et composition biochimique des sous-produits agro-industriels sources de protéines, le pourcentage de la matière sèche, les taux de protéines brutes, de lipides bruts, des cendres brutes et de l'énergie brute sont présentés dans le tableau 4 et les teneurs en acides aminés indispensables (AAI) sont présentés dans le tableau 5.

Concernant la composition biochimique des sous-produits agro-industriels sources de lipides, leurs profils en acides gras sont présentés dans tableau 6.

**Tableau 4.** Composition biochimique et valeur nutritionnelle des sous-produits agro-industriels sources de protéines (Richter et al., 2003; Sauvart et al., 2002)

<b>Ingrédients</b>	<b>Matière sèche (%)</b>	<b>Protéines brutes (%)</b>	<b>Matières grasses brutes (%)</b>	<b>Cendres brutes (%)</b>	<b>Energie brutes (Kcal/kg)</b>
Tourteau de coton	91,3	42,6	2,9	6,7	4470
Tourteau d'arachide	89,2	49,2	0,9	5,9	4310
Tourteau de sésame	93,9	43,4	11,0	11,4	4650
Tourteau de Soja	87,6	43,3	1,7	6,5	4080
Son de maïs	91,5	15,1	13,6	5,4	4540
Son de blé	86,6	14,6	4,4	4,9	3970
Son de riz	90,2	14,4	3,1	11,5	3800
Farine de moringa	93,8	30	10,6	8,4	4000
Farine de blé	88,2	12,7	2,4	1,4	3980
Drêche de brasserie	88,2	24,6	3,9	6,0	4080
Farine de sang	93,5	87,9	1,9	0,1	5380
Farine de poisson	92,3	62,6	9,4	0,5	4440

**Tableau 5.** Profil en acides aminés indispensables (AAI) des sous-produits agro-industriels sources de protéines inventoriées (Richter et al., 2003; Sauvart et al., 2002)

Ingrédients	Acides aminés (% de la Matière Azotée Totale)									
	Lys	Thr	Met	Trp	Ile	Val	Leu	Phe	His	Arg
Tourteau de coton	3,9	3,1	1,4	1,3	3,1	4,5	5,6	5,2	2,9	10,9
Tourteau d'arachide	3,3	2,7	1,0	1,2	3,3	3,9	6,2	4,7	2,3	11,5
Tourteau de sésame	2,3	3,0	2,6	1,1	3,3	4,3	6,2	4,2	2,2	10,3
Tourteau de Soja	6,1	3,9	1,4	1,3	4,6	4,8	7,4	5,0	2,7	7,4
Son de maïs	3,7	3,4	1,7	0,6	2,7	4,5	9,3	2,4	3,1	5,9
Son de blé	3,9	3,1	1,5	1,3	3,2	4,5	6,2	4,0	2,6	6,1
Son de riz	5,5	3,7	2,2	1,3	3,6	5,3	7,1	4,6	2,6	8,0
Farine de moringa	3,9	4,5	1,6	1,9	4,6	5,5	8,2	5,7	2,9	5,8
Farine de blé	3,6	3,0	1,5	1,2	3,1	4,5	6,4	4,0	2,6	5,4
Drêche de brasserie	2,5	3,5	1,7	0,7	3,3	4,7	9,9	4,2	2,7	4,1
Farine de sang	8,1	4,6	1,1	1,5	1,2	8,5	12,2	6,9	6,3	4,3
Farine de poisson	7,5	4,1	2,1	4,1	5	1,2	3,9	3,9	2,6	6

**Tableau 6.** Profil en acides gras des huiles végétales inventoriées (Sauvant et al., 2002; Anvo, 2018)

Acides Gras (% AG totaux)	HP	HD	HC	BK	HS	HA
C12:0	0,2	0	0,9	0,5	0	0
C14:0	1,1	0	0	0,5	0,1	0,36
C15:0	0	0	0	0	0	0
C16:0	42,8	12,6	24,05	5,5	8,50	11,45
C16:1	0,1	0,0	0,95	0	0,3	0,24
C17:0	0	0,0	0	0	0	0
C18:0	3,8	12,5	1,75	41	5,00	7,94
C18:1n-9	41,1	37,1	21,35	43	39,60	60,73
C18:2n-6	10,3	36,3	50	6	44,00	16,94
C18:3n-3	0,3	1,5	0,55	0,5	0,60	0,2
C18:4n-3	0	0,0	0	0	0,00	0
C20:0	0,3	0,0	0,45	1	1,00	0,19
C20:1	0	0,0	0	0,5	0,40	0,84
C20:2n-6	0	0,0	0	0	0,00	0
C20:4n-6	0	0,0	0	0	0,00	0,5
C20:4n-3	0	0,0	0	0	0,00	0
C20:5n-3	0	0,0	0	0	0,00	0
C22:0	0	0,0	0	0,5	0,50	0
C22:1	0	0,0	0	0	0,00	0
C22:4n-9	0	0,0	0	0	0,00	0
C22:5n-3	0	0,0	0	0	0,00	0
C22:6n-3	0	0,0	0	0	0,00	0,03
C24:0	0	0	0	0,5	0,00	0

HP : Huile de palme ; HD : Huile du dattier du désert ; HC : Huile de coton ; BK : Beurre de karité ; HS : Huile de sésame ; HA : Huile d'anacarde.

### 3.4. Analyse de l'évolution annuelle des prix des sous-produits agro-industriels

Sur l'ensemble des unités agro-industrielles que nous avons enquêtées, il ressort que les prix des sous-produits agro-industriels ne subissent pas une variation notable au cours de l'année. Certes, pour certains sous-produits, il existe des prix pour les périodes de grandes productions et ceux des faibles productions. Dans ces cas de figure, l'usine nous donne un prix moyen qui correspond au prix du sous-produit sur toute l'année.

### 3.5. Analyse des facteurs déterminants la variation des prix des sous-produits au sein d'une unité agro-industrielle

L'analyse des facteurs déterminants la variation des prix des sous-produits au sein d'une unité agro-industrielle a montré que la taille de l'usine pour la transformation du sous-produit contribue individuellement à expliquer la variation du prix du sous-produit agro-industriel. Sur



le terrain, nous avons pu constater que l'huile est extraite à la SN-CITEC par solvant et par pression mécanique au niveau des autres industries d'huileries du pays. Par contre les paramètres liés à la localité (province) ne permettent pas d'expliquer individuellement la variation de prix des sous-produits. Dès lors, l'hypothèse selon laquelle la localité pourrait expliquer la variation de prix des sous-produits n'est pas vérifiée. Quant aux paramètres associés à la durée de périodes de grande production des sous-produits, ils permettent d'expliquer la variation du prix des sous-produits. De ce fait, nous pouvons dire que l'hypothèse selon laquelle la durée de périodes de grande production des sous-produits pourrait expliquer la variation de prix des sous-produits est vérifiée. Les résultats de l'analyse indiquent que la quantité du sous-produit dans l'unité contribue individuellement à expliquer la variation du prix du sous-produit. Le coefficient de détermination qui est de 0,610 nous permet de déduire que 61% de la variation du prix des sous-produits agricoles est expliqué par les variables prises en compte dans le modèle qui sont le niveau de moyen utilisé par l'usine, la période de grande production des sous-produits agricoles dans les unités agroalimentaires et la quantité de sous-produits dans l'entreprise de transformation de produits agricoles locaux. Cependant, pour ce qui est de l'évolution des prix, l'étude a révélé que, contrairement au prix des céréales qui subissent une inflation importante au cours de l'année, ceux des sous-produits agro-industriels restent relativement constants.

#### **4. Discussion**

Les résultats relatifs à la localisation des sous-produits agro-industriels bien que partiels (l'étude n'a concerné que quatre régions sur les 13 que compte le pays) ont permis de montrer une disponibilité importante de sous-produits pouvant être utilisés comme ingrédients dans la formulation des aliments destinés au poisson-chat africain. La combinaison de certains de ces ingrédients peut permettre d'atteindre les taux protéiques nécessaires et ainsi de remplacer la farine de poisson chez le poisson chat africain et à moindre coût (Imorou Toko et al., 2008; Nyina-Wamwiza et al., 2007, 2010). Selon Guillaume et al. (1999), la farine de poisson est un ingrédient reconnu pour sa haute valeur protéique et presque indispensable dans le régime alimentaire des poissons. Mais de précédents travaux ont montré qu'il était possible de s'en passer sans affecter la croissance des individus. La farine de sang, qui contient un taux de protéine supérieur à 90%, disponible localement peut être utilisée avec d'autres ingrédients végétaux tels que le tourteau de soja, le tourteau de coton, le tourteau de tournesol, la farine de maïs pour remplacer partiellement ou totalement la farine de poisson dans l'alimentation du poisson-chat africain (Imorou Toko et al., 2008; Nyina-Wamwiza et al., 2007, 2010). D'autres travaux réalisés également avec des régimes alimentaires localement fabriqués à base de sous-produits locaux ont donné des résultats zootechniques très satisfaisants, parfois

significativement meilleurs que ceux obtenus avec certains aliments commerciaux importés (Nyina-Wamwiza et al., 2007).

Des différents sous-produits agroindustriels répertoriés, la quantité des sous-produits issus du coton est nettement plus importante. Ainsi, 108.500 tonnes de tourteaux sont produites, avec un prix moyen évalué à 100 FCFA/kg. De plus, l'huile de coton désignée comme produit local agro-industriel a une production annuelle de 125.000 litres par an avec un prix moyen de 590 FCFA le litre. Cependant, on constate que le prix d'achat du tourteau de coton n'est pas le même dans toutes les entreprises agricoles (tableau 3). Cela pourrait s'expliquer par la différence de qualité de ce sous-produit au niveau des unités de transformation agro-alimentaire. Les résultats des analyses ont révélées que seul le tourteau de la SN-CITEC contient 5% d'huile ; la production des autres agro-industriels telles que SOFIB, SOTRAPO, SOTAMA contiennent environ 9% d'huile dans leur tourteau. Quant aux autres sous-produits inventoriés, bien qu'il ne soit pas en quantité importante comme les des sous-produits issus du coton, ils restent néanmoins disponibles tout au long de l'année en quantité suffisante. Quant au prix élevé des sous-produits tels que le moringa (3000 FCFA/kg), le mécanisme de fixation de son prix peut être contourné différemment, car le pisciculteur peut lui-même le produire à cause de sa production aisée qui requiert peu de technicité. Selon l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agronomiques (INERA, Burkina Faso), la productivité du moringa est de 30 t de feuilles fraîches/ha et 5 t/ha de feuilles sèches (15%) avec une durée de production de 5 mois. Aussi, hormis les sous-produits tels que le tourteau de coton, le tourteau de soja, les sons, la farine de blé et la drèche de brasserie qui sont utilisés dans l'alimentation du bétail et souvent humaine (pour le tourteau d'arachide et la farine de blé), les autres sous-produits ne sont pas en concurrence dans l'élevage. Quant aux huiles végétales, elles sont uniquement utilisées dans l'alimentation humaine. Vu la quantité d'huile utilisée dans la formulation des aliments pour poissons, cette compétition avec l'alimentation humaine demeure négligeable.

## 5. Conclusion

L'objectif majeur poursuivi par cette étude était d'identifier les sous-produits locaux au Burkina Faso susceptibles d'être utilisés dans la formulation d'aliments pour le *Clarias gariepinus*, afin de contribuer à la résolution de la problématique d'aliments pour poissons accessibles aux pisciculteurs moyens. Ainsi, au terme de cette étude les sous-produits locaux disponibles ont été identifiés et localisés à travers le pays. En ce qui concerne la variation du prix des sous-produits, des facteurs tels que la taille de l'usine, le nombre de période de grande production du sous-produit, la quantité de sous-produits dans l'usine contribuent chacun individuellement

à expliquer la variation du prix du sous-produit. A l'issue de cette étude, quelques recommandations peuvent être faites :

- Il faudrait étendre l'étude à d'autres régions afin de pouvoir identifier d'autres sous-produits susceptibles d'être utilisés dans la formulation d'aliment pour la production du *Clarias gariepinus*
- Pour éviter de subir le coût de l'inflation des prix des produits et sous-produits agricoles, il serait préférable pour les entreprises aquacoles qui disposent des ressources de faire des prévisions de stock d'ingrédients pendant la période de fin campagne agricole où les prix sont généralement bas, ou que les pisciculteurs produisent eux-mêmes les sous-produits dont la production est aisée car requérant peu de technicité.

## References

- Aderolu, A.Z., Bello, R., Aarode, O.O., Sanni, R.O., 2011. Utilization of two dietary plant oil sources on growth, haematology, histometry and carcass analysis of juvenile *Clarias gariepinus*. *Prod. Agric. Technol.* 7, 117–130.
- Anvo, M.P.M., 2018. Utilisation de la farine de chenille *Cirina butyrospermi* et de l'huile d'anacarde comme des sources respectives de protéines et de lipides dans les élevages larvaire et post-larvaire de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Thèse de Doctorat, Université FHB (Côte d'Ivoire), 138 p.
- DGPAAT, 2014. Les politiques agricoles à travers le monde : Quelques exemples. Collection de fiches pays 2014, Paris, 6 p.
- Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Metailler, R., 1999. Nutrition et alimentation des poissons et crustacés, R. Métaill. ed, INRA, Ifremer, INRA, Ifremer, 489 p.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E.D., Kestemont, P., 2008. Mineral status of African catfish (*Clarias gariepinus*) fed diets containing graded levels of soybean or cottonseed meals. *Aquaculture* 275, 298–305. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.11.038>
- MA, 2002. Agriculture et développement au Burkina Faso : état des lieux et perspectives : conférence pronocée par monsieur le Secrétaire général du Ministère de l'Agriculture. Ministère de L'Agriculture, 1-14.
- MED, 2005. Cadre stratégique régional de lutte contre la pauvreté (Burkina Faso). Rapport annuel, 195 p.
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Kestemont, P., 2007. Potential of local agricultural by-products for the rearing of African catfish *Clarias gariepinus* in Rwanda: Effects on growth, feed utilization and body composition. *Aquac. Res.* 38, 206–214. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01658.x>
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Richir, J., Rollin, X., Kestemont, P., 2010. Partial or total replacement of fish meal by local agricultural by-products in diets of juvenile African catfish (*Clarias gariepinus*): growth performance, feed efficiency and digestibility. *Aquac. Nutr.* 16, 237–247. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2009.00658.x>
- PR-PICA, 2017. Bilan du programme régional de protection intégrée du cotonnier en Afrique. Rapport de synthèse de la dixième réunion, 19 p.
- Richter, N., Siddhuraju, P., Becker, K., 2003. Evaluation of nutritional quality of Moringa leaves as an alternative protein source for tilapia. *Aquaculture* 217, 599–611.

Sauvant, D., Perez, J.-M., Tran, G., 2002. Tables de composition et de valeur nutritive des matières premières destinées aux animaux d'élevage: porcs, volailles, bovins, ovins, caprins, lapins, chevaux, poissons. INRA 304 p.

## **Chapitre 5. Fish proteins not lipids are the major nutrients limiting the use of vegetable ingredients in catfish nutrition**

### **Résumé**

A la différence des vertébrés supérieurs chez lesquels on note une grande importance aussi bien des glucides, des lipides et des protéines, chez les poissons les lipides et les protéines sont les macronutriments les plus importants permettant un bon développement des différentes espèces de poisson élevées en pisciculture. De nombreuses études ont été menées sur l'utilisation des différentes sources de protéines et de lipides dans l'alimentation du poisson-chat africain *Clarias gariepinus*, cependant aucune étude à notre connaissance n'a mené une étude comparative sur l'importance de ces deux macronutriments, afin de déterminer le nutriment le plus limitant dans l'alimentation de cette espèce.

L'objectif de cette étude est de déterminer, entre les protéines et les lipides, le facteur le plus limitant dans la croissance du poisson-chat africain. Parallèlement, une étude sur le fonctionnement des gènes des désaturases (*Fads2*) et élongases (*Elovl5*) à travers un challenge nutritionnel in vivo a été réalisée au cours de la même expérimentation.

Afin de déterminer, le nutriment le plus limitant et d'évaluer les capacités de biosynthèse des AGLPI, quatre régimes expérimentaux ont été formulés dans lesquels une substitution totale (FMFO, FMVO, VMFO, VMVO) de la farine de poisson (FM) et de l'huile de poisson (FO) par les farines végétales (VM) et les huiles végétales (VO) respectivement a été effectuée. Comme VM, il a été utilisé un mélange de farine de lupin et de tourteau de soja, quant aux VO, nous avons utilisé un mélange d'huile de lin et d'huile de coton.

La substitution totale de FO par les VO n'a pas eu d'effet significatif sur les performances de croissance et d'utilisation de l'aliment. Par contre, une baisse significative de ces paramètres a été observée lorsque la FM a été totalement remplacée par les VM. La teneur en acide docosahexaénoïque (DHA) était plus élevée chez les poissons nourris avec le régime FMVO comparativement aux poissons nourris avec les autres régimes VM (VMFO, VMVO) malgré le même faible niveau de DHA dans ces trois régimes. Ces résultats peuvent suggérer une activation de la biosynthèse des AGLPI à partir de précurseurs AGE apportés par les VO du régime FMVO. Cette hypothèse est renforcée par la stimulation significative de l'expression du gène *e/ov/5* dans le foie et l'intestin des poissons nourris avec le régime FMVO.

Cette étude a démontré que les protéines, contrairement aux lipides, constituent un facteur limitant dans l'alimentation du poisson-chat car l'utilisation de protéines végétales a eu des effets néfastes sur les performances de croissance de l'espèce. Aussi, il a été montré au terme

de cette étude que le poisson-chat africain est capable de bioconvertir les AGLPI à un niveau biologique important lorsque FO est remplacée par VO.

## Chapitre 5. Fish proteins not lipids are the major nutrients limiting the use of vegetable ingredients in catfish nutrition

A. Sourabié<sup>1,2</sup>, S.N.M. Mandiki<sup>1</sup>, F. Geay<sup>1</sup>, T. Sene<sup>1</sup>, A. Toguyeni<sup>2</sup> and P. Kestemont<sup>1</sup>

Published in *Aquaculture Nutrition*, 2018;**24**:1393–1405

### Abstract:

The objective of this study was to determine the major nutrient limiting growth and lipid metabolism in African catfish fed diets composed of vegetable ingredients. Four diets were formulated from contrasted meal (fish meal: FM; vegetable meal: VM) and oil (fish oil: FO; vegetable oil: VO) sources. Replacement of FO by VO did not affect specific growth rate (SGR) and feed efficiency, whereas lower values were recorded in the case of FM replacement. LC-PUFAs muscle contents were higher in fish fed control FMFO diet than in fish fed vegetable ingredients. However, the decrease in docosahexaenoic acid (DHA) concentration in FMVO group was limited compared to VM groups despite the same low DHA level in those three diets. These results may suggest an activation of LC-PUFA biosynthesis from PUFA precursors brought with vegetable oils in FMVO group. This hypothesis is reinforced by the significant stimulation of *elovl5* gene expression in liver and intestine from fish fed FMVO. Therefore, this study demonstrated that African catfish is able to bioconvert LC-PUFAs at a significant biological level when FO is replaced by VO whereas the use of plant proteins has strong detrimental effects on growth performances.

**Keywords:** African catfish (*Clarias gariepinus*), *ELOVL5*, *FADS2*, gene expression, LC-PUFA, vegetable ingredients

### 1. Introduction

Fish meal (FM) and fish oil (FO) are the major ingredients in fish feed formulation. Indeed, FM constitutes the most suitable source of indispensable amino acids (IAA) for fish in covering their IAA requirements (FAO, 2010; Hertrampf & Piedad-Pascual, 2000; Manbrini & Kaushik, 1995). Regarding FO, its key role in fish nutrition is associated with its high levels of n-3 long-chain polyunsaturated fatty acids (n-3 LC-PUFAs) such as eicosapentaenoic acid (EPA, 20:5n-3) and docosahexaenoic acid (DHA, 22:6n-3) and, to a lesser extent, n-6 LC-PUFAs such as arachidonic acid (ARA, 20:4n-6) (Buzzi, Henderson, & Sargent, 1996; Geay et al., 2010, 2015; Henderson & Tocher, 1987). These LC-PUFAs are essential nutrients which play a pivotal role for fish growth, health and development. In addition, in human nutrition, these LC-PUFAs also



provide some health benefits by reducing the risk of cardiovascular and neurological diseases (Fernandes & Venkatraman, 1993; Tocher, 2015).

However, the cost of fish-derived ingredients has markedly increased as a consequence of natural fish stock decline and continuously increased demand to support growth of aquaculture sector (Amaya, Davis, & Rouse, 2007; FAO, 2010; Lim & Lee, 2009; Zhou, Tan, Mai, & Liu, 2004). Thus, the substitution of dietary fish products in fish farming has been and is currently an important research challenge for a sustainable environmentally and economically feeding strategy (FAO, 2014; Kashmir, Garg, Alok, & Bhatnagar, 2003; Naylor, Hardy, Bureau, Chiu, & Elliott, 2009). Among the alternative solutions, the incorporation of plant-derived ingredients in fish farming has been widely investigated. In particular, several studies have been conducted to reduce FM inclusion in fish feed, through the use of advanced feed processing technologies able to neutralize negative effects of plant proteins such as antinutritional factors, imbalance of amino acids and lower palatability (Kader et al., 2012; Nyina-Wamwiza, Wathelet, Richir, Rollin, & Kestemont, 2010).

Functional feeds formulated from plant meals induced various growth performances in fish according to species, life stage and substitution level. In rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) (Hernandez et al., 2013; Zhang et al., 2012), channel catfish (*Ictalurus punctatus*) (Li, Oberle, & Lucas, 2011) and Asian sea bass (*Lates calcarifer*) (Glencross et al. 2016), the use of plant ingredients as the single protein source decreased growth performances and a minimum 200 g/kg of fish protein inclusion is recommended. Similarly, Kaushik, Coves, Dutto, and Blanc (2004) demonstrated that 9 tenth of the fish protein proportion could be replaced by plant proteins in large European sea bass juvenile without specific growth rate (SGR) reduction. Interestingly, Da, Lundh, and Lindberg (2012) revealed that the use of soybean meal and rice co-products as the single protein source did not compromise growth performances in striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*). In African catfish *Clarias gariepinus*, nutritional in vivo experiments focusing on FM replacement by plant products have revealed heterogeneous growth responses which could be attributable to substitution degree and plant protein source (Imorou Toko, Fiogbe, & Kestemont, 2008; Jimoh & Aroyehun, 2011; Jimoh, Fagbenro, & Adeparusi, 2014; Nyina-Wamwiza, Wathelet, & Kestemont, 2007; Nyina-Wamwiza et al., 2010). Globally, it has been shown that partial or full substitution of FM by vegetable sources such as lupine meal, soybean meal, bean, cottonseed cake, sunflower oilcake, sesame seed meal and soybean cake (SC) does not affect reproduction and growth performances in African catfish. However, experimental diets were compared with control diets which also contained animal protein sources. Thus, these studies did not allow to properly evaluate the biological response of dietary plant proteins and additional nutritional experiments with dietary VM as the

unique protein source must be conducted to clarify the adaptability of African catfish to grow on these alternative ingredients.

Similarly, the possibility of partial or total replacement of FO by VO in fish farming has been investigated in depth since the 90s. Contrary to FO, VO is devoid in LC-PUFAs but sometimes rich in their C18 PUFA precursors named  $\alpha$ -linolenic acid (C18:3n-3) and linoleic acid (C18:2n-6). Dietary LC-PUFA deficiencies induce various biological intensity responses in fish species according to their ability to biosynthesize them. Indeed, recent advances have underlined a large diversity of endogenous LC-PUFAs biosynthesis capacities among fish species as a consequence of their trophic position and their behavioural environment. The LC-PUFA biosynthesis pathway from C<sub>18</sub> precursors is composed of successive desaturation and elongation reactions catalysed by fatty acid desaturase (FADS) and elongation of very long-chain fatty acid (ELOVL). In European seabass, *Dicentrarchus labrax* (Geay et al., 2010), Atlantic cod, *Gadus morhua* (Hixson, Parrish, & Anderson, 2014) and Eurasian perch, *Perca fluviatilis* (Geay et al., 2015) fed a VO-based diet, it has been suggested that reduction in both growth performance and LC-PUFA levels in tissues could be attributed to limited LC-PUFAs endogenous synthesis. On the contrary, Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Tocher, Bell, Mac Glaughlin, Mc Ghee, & Dick, 2001), Atlantic salmon, *Salmo salar* (Zheng, Tocher, Dickson, Bell, & Teale, 2005; Zheng, Tortensen, et al., 2005) and rainbow trout (Fonseca-Madrigal, Karalazos, Campbell, Bell, & Tocher, 2005) display relatively high capacities to grow while fed dietary vegetable oil. These conclusions are supported by the significantly higher level of desaturase and elongase activities recorded in liver from fish fed a diet rich in C<sub>18</sub> PUFA and deficient in LC-PUFAs (Fonseca-Madrigal et al., 2005; Tocher et al., 2001; Zheng, Tocher, et al., 2005; Zheng, Tortensen, et al., 2005) but also by the relatively high amount of LC-PUFAs deposition recorded in liver, intestine, brain and muscle in these fishes. As recently demonstrated by Oboh, Betancor, Tocher, and Monroig (2016), LC-PUFA biosynthesis pathway is functional in African catfish but in vivo experiments must be conducted to characterize its potential to grow on dietary plant oils.

In nutritional experiments dedicated on dietary FO alternatives, the lipid fraction included in FM is not negligible as diets containing 400g/kg FM can supply as much as 1 to 1.5 of the n-3 LC-PUFA proportion n-3 LC-PUFA (NRC, 2011). For example, complete replacement of FO with a mixture of canola and linseed oils resulted in significantly lower growth rates in rainbow trout fed a FM-free diet, but not in fish fed diets containing 100, 200 or 400 g/kg FM (Drew, Ogunkoya, Janz, & Van Kessel, 2007). In agreement with this study, numerous studies with coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*, European Sea bass, Asian sea bass showed that growth rates are significantly lower in fish fed a diet with a concomitant FM and FO substitution

compared to other diets (Geay et al., 2011; Glencross et al., 2016; Torrecillas et al., 2017; Twibell, Gannam, Hyde, Holmes, & Poole, 2012).

As reported above, previous studies have shown that African catfish is a valuable aquaculture species, among the most consumed fish species after the Nile tilapia, able to valorize high proportions of vegetable proteins and VO without reduction of growth performances (Imorou Toko, Fiogbe, & Kestemont, 2007; Ng, Lim, & Boey, 2003; Nyina-Wamwiza et al., 2007). However, the relative effects of replacing fish proteins or fish lipids by vegetable ingredients have not been determined yet in African catfish. Indeed, as it has been explained above, in most of studies, FM proteins were replaced by animal protein sources associated with FO and vegetable ingredients. Thus, in order to properly perceive the effects of the total substitution of FM and FO, respectively, by the VM and VO only, it is still necessary to evaluate separately the total substitution of FM and FO firstly and secondly evaluate the effects of their simultaneous substitution.

The aim of this study was to determine the major nutrient limiting growth and lipid metabolism in African catfish fed diets composed of vegetable ingredients. To achieve this objective, we investigated the effects of a total replacement of fish protein versus fish lipid compounds by vegetable ingredients on growth response and lipid composition and metabolism, including desaturase (*fads2*) and elongase (*elov5*) gene expressions in this species.

### **3. Materials and methods**

#### **3.1. Experimental diets**

Four isonitrogenous (450 g/kg proteins), isolipidic (100 g/kg lipids) and isoenergetic (17.5 Kj/g) diets were formulated. Ingredients of the experimental diets are given in Table 1. Fish meal, SC and lupin meal (LM) were used as the protein sources, while FO, linseed oil (LO) and cottonseed oil (CO) were used as main lipid sources. FMFO diet, or control diet, containing FM and FO as protein and lipid sources, respectively; FMVO containing FM and vegetable oils; VMFO containing vegetable meals and FO and VMVO containing vegetable meals and vegetable oils. In FMFO and FMVO diets, corn starch and  $\alpha$ -cellulose were used as carbohydrate source and ballast, respectively. Vegetable meal was soaked in boiling water in order to diminish antinutritional factors and improve feed intake (Amrish, 2002; Nyina-Wamwiza et al., 2010). Afterwards, feeds were prepared by mixing thoroughly the dry ingredients with addition of oil and water to make spaghetti (2 mm diameter) and then converted into pellets after drying in the shade. Proximate fatty acid composition and theoretical amino acid composition of the four experimental diets are given in Table 2.

Table 1. Ingredient composition (g/kg dry matter basis) of the four experimental diets

Ingredients	Diets			
	FMFO	FMVO	VMFO	VMVO
Fish meal	450	450	0	0
Soybean cake	0	0	652.2	652.2
Lupin meal	0	0	227.3	227.3
Menhaden oil	82	0	59.7	0
Linseed oil	0	54.7	0	39.8
Cottonseed oil	0	27.3	0	19.9
Corn starch	342	342	0	0
$\alpha$ -cellulose	70	70	0	0
Mineral premix <sup>1</sup>	15	15	15	15
Vitamin premix <sup>2</sup>	10	10	10	10
Carboxymethylcellulose	20	20	20	20
BHA	0.5	0.5	0.5	0.5
BHT	0.5	0.5	0.5	0.5
Betaine	10	10	14.8	14.8
<b>Proximate composition</b>				
Dry matter (g kg <sup>-1</sup> )	942	945	926	912
Protein (g kg <sup>-1</sup> dry matter)	375	372	385	385
Lipid (g kg <sup>-1</sup> dry matter)	101	100	111	117
Ash (g kg <sup>-1</sup> dry matter)	121	114	123	129
<b>Indispensable amino acid<sup>3</sup> (percent of diet)</b>				
Arginine	24	24	34	34
Histidine	10	10	11	11
Isoleucine	17	17	18	18
Leucine	29	29	29	29
Lysine	30	30	23	23
Methionine	11	11	05	05
Phenylalanine	16	16	19	19
Threonine	16	16	16	16
Tryptophan	4	4	5	5
Valine	20	20	19	19

BHA. butylated hydroxyanisole; BHT. butylated hydroxyl toluene

<sup>1</sup>Mineral premix (g kg<sup>-1</sup> of mix) was prepared in the lab. from (CaHPO<sub>4</sub>) 2H<sub>2</sub>O. 727.77; (MgSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O. 127.50; NaCl. 60.00; KCl. 50.00; (FeSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O. 25.00; (ZnSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O. 5.50; (MnSO<sub>4</sub>)4H<sub>2</sub>O. 2.54; (CuSO<sub>4</sub>)5H<sub>2</sub>O. 0.78; (CoSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O. 0.48; (CaIO<sub>3</sub>)6H<sub>2</sub>O. 0.29; (CrCl<sub>3</sub>)6H<sub>2</sub>O. 0.13

<sup>2</sup>Vitamin premix was provided by INVE Aquaculture (Breda, Netherlands). Composition per kg: Vitamin A. 2 500 000 IU; Vitamin D3. 500 000 IU; Vitamin E. 30 000 mg; vitamin K3. 2000 mg; vitamin B1. 2000 mg; vitamin B2. 5000 mg; Panthotenic acid. 10 000 mg; Niacin. 5000 mg; vitamin B6. 4000 mg; Folic acid. 2000 mg; vitamin B12. 4 mg; vitamin C. 20 000 mg; Biotin. 200 mg and Inositol. 80 000 mg).

<sup>3</sup>Indispensable amino acid values were theoretically calculated

Table 2. Fatty acid proximate composition (g/kg of fatty acid) in the four experimental diets formulated

<b>Fatty acid</b>	<b>FMFO</b>	<b>FMVO</b>	<b>VMFO</b>	<b>VMVO</b>
C14:0	114.3	22.0	64.3	1.6
C16:0	241.3	119.3	172.7	69.5
C18:0	39.3	33.5	30.7	29.3
C20:0	0.0	5.0	3.8	7.3
C22:0	0.0	0.7	11.3	11.4
C24:0	0.0	0.0	2.9	2.8
<b>Total saturated</b>	<b>394.9</b>	<b>180.5</b>	<b>285.7</b>	<b>121.9</b>
C16:1	144.3	25.6	82.7	1.9
C18:1n-9	150.1	177.0	272.9	281.4
C20:1n-9	21.9	3.6	26.8	13.9
C22:1n-9	8.1	1.4	10.6	5.8
<b>Total monoenes</b>	<b>324.5</b>	<b>207.6</b>	<b>393.0</b>	<b>303.0</b>
C18:2n-6	12.7	197.0	134.4	216.9
C20:4n-6	6.9	1.2	3.9	0.0
<b>Tota n-6 PUFA</b>	<b>19.6</b>	<b>198.2</b>	<b>138.2</b>	<b>216.9</b>
C18:3n-3	9.2	371.8	42.5	358.2
C20:5n-3	140.9	23.5	78.7	0.0
C22:5n-3	19.6	3.3	11.0	0.0
C22:6n-3	91.2	15.2	51.0	0.0
<b>Tota n-3 PUFA</b>	<b>261.0</b>	<b>413.7</b>	<b>183.1</b>	<b>358.2</b>
<b>C18:3n-3/C18:2n-6</b>	<b>0.7</b>	<b>1.9</b>	<b>0.3</b>	<b>1.7</b>

FMFO = control diet, containing fish meal and fish oil as protein and lipid sources; FMVO = diet containing fish meal and vegetable oils; VMFO = diet containing vegetable meals and fish oil and VMVO = diet containing vegetable meals and vegetable oils.

### **3.2. Fish and experimental procedure**

The experiment was performed according to the European and national legislation for fish welfare and was approved by the Institutional Ethical Committee (agreement: FUNDP KE12/179). Experimental fish were provided by the commercial fish farm Fleuren & Nooijen (the Netherlands). Fish were acclimatized to the experimental conditions for 1 month in fiberglass tank. During this period, all fish were fed firstly with commercial African catfish diet (CatCo Grower-12EF, 2 mm) for 2 weeks and then with a mixture of the four experimental diets in the last 2 weeks, to habituate them to the experimental formulated feeds. Fish were hand fed to apparent satiation three times daily, at 09:00, 12:00 and 16:00 h, during the acclimation and experimental periods (7 weeks). A set of 360 African catfish juveniles ( $14 \pm 4$  g, initial body weight) was randomly distributed into 12 tanks at the density of 30 fish per tank, whereas three replicate tanks per dietary treatment were used. The experiment was conducted in a recirculating system including twelve 100-L rectangular tanks installed over 4–5 m<sup>3</sup> concrete tank for mechanical and biological water filtration. Fish were kept under a 12L:12D (Light/Dark) photoperiod. Water was equally aerated and exchanged at a flow rate of 3–4 L/min. Water temperature and dissolved oxygen were checked daily and ranged from 28.6 to 29.8°C (mean temperature = 28.1°C) and  $5.38 \pm 1$  mg/L, respectively. Nitrite and ammonia were monitored once a week and varied between 0.06–0.08 and 0.13–0.14 mg/L, respectively.

### **3.3. Growth performance and feed utilization**

In order to evaluate growth performance and feed utilization, all fish were individually weighed at the beginning and at the end of the experiment whereas mortality was daily recorded during the experiment.

Growth performance and feed utilization were determined using the following formulas:

- Weight gain (WG, %) =  $100 \times (W_f - W_i) / W_i$
- Specific growth rate (SGR, % d<sup>-1</sup>) =  $100 \times [\ln (W_f) - \ln (W_i)] / \Delta t$
- Feed intake (FI, g. fish<sup>-1</sup>) = FC/N
- Feed efficiency (FE) =  $(FB - IB) / TFI$
- Feed conversion ratio (FCR) =  $TFI / (FB - IB)$
- Protein efficiency ratio (PER) = weight gain (g) / protein intake (g)
- Protein productive value (PPV) = body protein gain/ protein intake
- Survival (%) =  $100 \times (\text{number of survivors per tank} / \text{initial number per tank})$

Where,  $W_i$  and  $W_f$  are the initial and final body mass (g),  $\Delta t$  is the duration of the experiment, FC is feed consumption per tank (g), N is the number of fish per tank, IB and FB are the initial and final biomass per tank (g) and TFI is the total food intake (g).

### **3.4. Sampling procedure**

At the beginning of the experiment, 30 fish were randomly euthanized by immersion in ethyl-aminobenzoic acid (MS222: 240 mg L<sup>-1</sup>) solution for analysis of initial whole-body composition. At the end of feeding trial, eight fish were randomly sampled in each tank and anesthetized by immersion in MS222 solution (120 mg/L). Among them, three fish were frozen at -20°C for whole-body composition whereas five fish were used to analyse lipid and fatty acid composition in muscle and *fads2* and *elovl5* gene expressions modulations in liver and intestine. Muscle, liver and intestine were frozen in liquid nitrogen directly after dissection and then afterwards stored at -80°C.

### **3.5. Proximate analysis**

Crude protein content in whole-body fish was estimated according to the Kjeldahl distillation method after digestion of the sample by sulphuric acid (Kirk, 1950). Dry matter and ash were identified from three fish (small, medium and large) per tank pooled and homogenized with a mixer. Dry matter in homogenate was calculated from weight loss after drying in an oven at 105°C for 24 hr, while ash content was calculated from weight loss after combustion of samples in a muffle furnace at 550°C for 12 hr. Total lipid was extracted individually from fish muscle (3 fish per tank) according to Folch et al. method (1957). Total lipids were extracted from 1 g of muscle homogenized in dichloromethane/methanol (2:1, v/v) containing 0.1 g/kg BHT. Lipid weight was determined gravimetrically after evaporation of solvent under nitrogen gas.

### **3.6. Lipid and fatty acid analysis**

Phospholipids and neutral lipids of fish tissues were separated from 50 mg of total lipid prepared as described above. Total lipids were dissolved in 200 µl of chloroform and injected into a Chromafix cartridge (Macherey-Nagel, Düren, Germany) connected to a glass syringe. The cartridge was washed with 30 ml of chloroform to elute the neutral lipid fraction, followed by 30 ml of methanol to elute the phospholipids. The weight of each lipid fraction was determined gravimetrically after solvent evaporation under nitrogen gas.

Free fatty acids were extracted after saponification of both lipid classes by incubation at 90°C for 3 min after addition of 0.5 ml of 2 M KOH/MeOH. Then, 0.5 ml H<sub>2</sub>O, 0.4 ml methanol and 2 ml hexane was added and the mixture centrifuged at 630 g for 10 min. The upper phase was

discarded, and the fatty acids contained in the lower phase were extracted by addition of 0.5 ml hydrochloric acid (6 N) and 2 ml hexane. After centrifugation at 630 g for 10 min, the supernatant containing the fatty acids was transferred into a new vial and evaporated under nitrogen gas. Fatty acid methyl esters (FAME) were prepared by acid-catalysed transesterification. One millilitre of methanol containing 25 g/kg hydrochloric acid was added to the dried fatty acid samples and incubated for 3 min at 90°C. After incubation, 1 ml H<sub>2</sub>O and 2 ml hexane were added, mixed and centrifuged at 630 g for 10 min. The supernatant was collected in a new tube and evaporated under nitrogen gas. Finally, FAMES were resuspended in 0.5 ml hexane. FAMES were quantified by gas chromatography (Thermo Scientific™ TRACE™ GC 2000; Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, USA) with a 30 m × 0.32 mm ID column. Hydrogen was used as carrier gas, and temperature programming was as follows: 100–130°C at 5°C/min, 130–170°C at 2°C/min, 8 min at 170°C and then to 200°C at 2.5°C/min. Individual FAMES were identified by comparison with known standards (Supelco 37, Sigma-Aldrich, St. Louis, MO, USA).

### **3.7. Gene expression analysis**

Total RNA from liver and intestine samples were extracted individually using 1 ml of EXTRACT-ALL<sup>®</sup> reagent (Eurobio, Courtaboeuf, France), following the manufacturer's instructions, analysed by electrophoresis in a 12 g/kg agarose gel to check RNA integrity and quantified with a NanoDrop 2000 spectrophotometer (Thermo Scientific Waltham, MA, USA). Afterwards, total RNA was treated with RTS DNase™ kit (MO BIO Laboratories, Carlsbad, CA, USA) to avoid gDNA contamination. Three micrograms of total RNA was reverse-transcribed using iScript cDNA synthesis kit (Bio-Rad Laboratories, Hercules, CA, USA). At the end of the reverse transcription reaction, the cDNA was diluted 20 times and kept at –20°C for gene expression analysis.

Relative expression of *fads2* (GenBank Accession no. KU925904), *elovl5* (GenBank accession no. AAT81405.1) genes and the housekeeping elongation factor 1 alpha (*ef1α*) (GenBank Accession no. KC513785) and  $\beta$ -actin (GenBank accession no. EU664997) genes was investigated by real-time quantitative reverse transcription polymerase chain reaction (RT-PCR) using specific primers designed with Primer3 software from African catfish sequences (Table 3). In this study, *ef1* and  $\beta$ -actin housekeeping genes were not regulated by dietary treatment and were used as reference genes. Amplification of cDNA samples was performed in triplicate using the iQ™ SYBR<sup>®</sup> Green Supermix (Bio-Rad Laboratories, Hercules, CA, USA) according to manufacturer instructions. Thermal cycling and fluorescence detection were conducted in a StepOnePlus Real-Time PCR System (Applied Biosystems, Foster City, CA, USA) under the following conditions: 10 min of initial denaturation at 95°C, 40 cycles of 15 s



at 95°C and 1 min at 60°C. After each run, amplification of single amplicon was confirmed by the melt curve analysis whereas three PCR products were sequenced. The relative mRNA levels of *fads2* and *elovl5* in each sample were normalized with the geometric mean of *ef1* and  $\beta$ -*actin* calculated using the relative standard curve method according to Larionov, Krause, and Miller (2005).

Table 3. Primer sequences used for each gene expression analysis by real-time RT-PCR

Gene	Sens	Primer sequence (5'3')
<i>Fads2</i> degenerate primer 1	Forward	TACACCTGGGADGARGTGCAGA
	Reverse	ACAAACCAGTGACTCTCYAGAAACCT
<i>Fads2</i> degenerate primer 2	Forward	THRSSCACTAYGCTGGAGAGGA
<i>Fads2</i>	Forward	GAGTTGGCGTCCTCAGAGTC
	Reverse	TAAAGACAGGCCCTCCAAGA
<i>Elovl5</i>	Forward	AGGCAAGGCGGCTATAATTT
	Reverse	TTTTGCGCATGATGAAGAAG
<i>Ef1<math>\alpha</math></i>	Forward	GGACAAACTGAAGGCAGAGC
	Reverse	CAACACCACCAGCAACAATC
$\beta$ - <i>actin</i>	Forward	CAGGGAAAAGATGACCCAGA
	Reverse	GGCAGGGCATAACCTTCATA

*Fads2*: fatty acid desaturase 2, *elovl5*: elongase5

### 3.8. Statistical analysis

All data on fish growth performance, feed utilization, lipid and fatty acid compositions in muscle and gene expressions were statistically analysed by one-way analysis of variance (ANOVA). Data were checked for normal distribution by Bartlett, Hartley and Cochran tests, and values in percentages were log-transformed before calculations. Effects with a probability of  $p < .05$  were considered significant. All analyses were performed using STATISTICA software version 7.1. Results are presented as mean  $\pm$  standard deviation (SD).

## 4. Results

### 3.1. Growth performance and feed utilization

Data on growth, feed utilization and survival are presented in Table 4. These results revealed a significant decrease ( $p < .05$ ) of SGR and FE values in fish fed vegetable meal (VMFO and VMVO) in comparison with fish fed FM-based diets (FMFO and FMVO). SGR values decreased from 4.83% per day in FMFO group to 2.09% day<sup>-1</sup> in fish fed VMFO diet, representing a decrease of 55 to 57%. Similarly, the highest FE (0.93) was recorded in FMFO

group while the lowest FE value (0.26) was identified in VMFO condition, a decrease of 68 to 72%. PER and FI values were also significantly higher ( $p < .01$ ) in FMFO and FMVO groups than in VMFO and VMVO groups, ranging from 0.6% to 2.32% and 112.3% to 67.2 g/ fish, respectively.

In contrast to FM, the use of VO did not significantly affect growth and feed utilization in African catfish. Indeed, there were no significant differences between fish fed FO or VO neither between FMFO diet and FMVO diet, nor between VMFO diet and VMVO diet. Survival rate was not significantly affected by the experimental diets.

Table 4. Growth performances, feed utilization and survival of African catfish fed different experimental diets.

Parameters	FMFO	FMVO	VMFO	VMVO
Initial body weight (g)	14.2 ± 0.1 <sup>a</sup>	14.0 ± 0.1 <sup>a</sup>	14.1 ± 0.1 <sup>a</sup>	14.1 ± 0.1 <sup>a</sup>
Final body weight (g)	143.9 ± 6.4 <sup>a</sup>	134.6 ± 10.7 <sup>a</sup>	38.5 ± 3.1 <sup>b</sup>	39.9 ± 2.0 <sup>b</sup>
Weight gain (%)	916 ± 420 <sup>a</sup>	860 ± 68 <sup>a</sup>	173 ± 23 <sup>b</sup>	184 ± 15 <sup>b</sup>
Specific growth rate (% day <sup>-1</sup> )	4.83 ± 0.09 <sup>a</sup>	4.71 ± 0.14 <sup>a</sup>	2.09 ± 0.17 <sup>b</sup>	2.17 ± 0.11 <sup>b</sup>
Feed intake (g.fish <sup>-1</sup> )	111.2 ± 0.74 <sup>a</sup>	112.3 ± 1.64 <sup>a</sup>	67.3 ± 1.3 <sup>b</sup>	67.2 ± 0.4 <sup>b</sup>
Feed efficiency	0.93 ± 0.01 <sup>a</sup>	0.82 ± 0.04 <sup>a</sup>	0.26 ± 0.04 <sup>b</sup>	0.30 ± 0.04 <sup>b</sup>
Feed conversion ratio	1.08 ± 0.01 <sup>a</sup>	1.22 ± 0.06 <sup>a</sup>	3.84 ± 0.57 <sup>b</sup>	3.36 ± 0.37 <sup>b</sup>
Protein efficiency ratio	2.32 ± 0.03 <sup>a</sup>	2.05 ± 0.10 <sup>b</sup>	0.66 ± 0.10 <sup>c</sup>	0.75 ± 0.09 <sup>c</sup>
Survival (%)	98.89 ± 1.92 <sup>a</sup>	100 ± 0.00 <sup>a</sup>	96.67 ± 3.33 <sup>a</sup>	97.78 ± 3.85 <sup>a</sup>

FMFO = control diet, containing fish meal and fish oil as protein and lipid sources; FMVO = diet containing fish meal and vegetable oils; VMFO = diet containing vegetable meals and fish oil and VMVO = diet containing vegetable meals and vegetable oils. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ ).

### 3.2. Body composition

The chemical composition of whole-body fish is described in Table 5. These results showed that protein content was significantly ( $p < .05$ ) higher in fish fed VM (560-630g/kg, VMFO-VMVO) than fish fed FM (520-550g/kg, FMVO-FMFO). Total lipid content was also significantly ( $p < .05$ ) higher in fish fed VM-based diets in comparison with the control condition (FMFO). In addition, ash and dry matter levels were significantly ( $p < .05$ ) higher in FM-based diets.

Table 5. Proximate composition of African catfish whole body and muscle lipid fed different experimental diets

Composition (g.kg <sup>-1</sup> of dry matter)	FMFO	FMVO	VMFO	VMVO
Dry matter <sup>1</sup>	263.3 ± 7.0 <sup>ab</sup>	283.3 ± 8.7 <sup>b</sup>	256.7 ± 15.3 <sup>a</sup>	250.1 ± 10.3 <sup>a</sup>
Protein <sup>1</sup>	545.3 ± 19.5 <sup>ab</sup>	519.5 ± 1.4 <sup>a</sup>	561.7 ± 19.9 <sup>b</sup>	632.8 ± 4.7 <sup>c</sup>
Lipid <sup>1</sup>	183.2 ± 11.7 <sup>a</sup>	195.8 ± 15.1 <sup>ab</sup>	202.3 ± 12.8 <sup>b</sup>	213.3 ± 17.1 <sup>b</sup>
Ash <sup>1</sup>	75.9 ± 7.6 <sup>a</sup>	62.2 ± 6.9 <sup>ab</sup>	59.9 ± 11.9 <sup>b</sup>	58.5 ± 4.6 <sup>b</sup>
Muscle neutral lipid <sup>2</sup>	33.9 ± 18.8 <sup>a</sup>	37.7 ± 18.8 <sup>a</sup>	48.2 ± 26.3 <sup>a</sup>	40.4 ± 5.5 <sup>a</sup>
Muscle phospholipid <sup>2</sup>	23.5 ± 5.3 <sup>ab</sup>	15.1 ± 7.7 <sup>a</sup>	20.5 ± 7.7 <sup>ab</sup>	26.1 ± 13.7 <sup>b</sup>

<sup>1</sup>Parameters are measured on whole body. <sup>2</sup>Parameters are measured on muscle. FMFO = control diet, containing fish meal and fish oil as protein and lipid sources; FMVO = diet containing fish meal and vegetable oils; VMFO = diet containing vegetable meals and fish oil and VMVO = diet containing vegetable meals and vegetable oils. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ )

### 3.3. Effects of diets on fatty acid composition in muscle

Total lipid content in muscle was not affected by dietary treatments. Similarly, neutral lipid fraction did not differ significantly by the experimental conditions while significant differences ( $p < .05$ ) in phospholipid proportions were recorded between FMVO ( $1.51 \pm 0.77\%$ ) and VMVO ( $2.61 \pm 1.37\%$ ) groups (Table 5).

Fatty acid composition in muscle (Table 6) was affected by dietary treatments, especially when FO was replaced by VO in FM-based diets. A significant decrease ( $p < .05$ ,  $.01$ ) of total monoenes was recorded in neutral lipid fraction of fish fed FMVO diet in comparison with the control FMFO condition. On the contrary, dietary VO strongly increased ( $p < .01$ ) the C18:2n-6 and C18:3n-3 deposition in both lipid fractions of fish fed FMVO. Regarding the LC-PUFAs concentrations, diets containing vegetable ingredients resulted in significantly lower ( $p < .05$ ) proportions of C20:5n-3 (EPA) and C22:6n-3 (DHA) in both lipid fractions. Similarly, a significant decrease ( $p < .05$ ) of C20:4n-6 (ARA) proportion was observed in fish fed VO between groups fed the same protein source. However, we noticed that EPA and DHA reduction was rather limited in the phospholipid fraction despite a very low dietary level when VO was used as the main lipid source. Moreover, fish fed vegetable ingredients displayed a significant increase ( $p < .05$ ) concentration of intermediate fatty acids such C18:3n-6, C20:3n-6, C18:4n-3, C20:3n-3 in both lipid fractions.

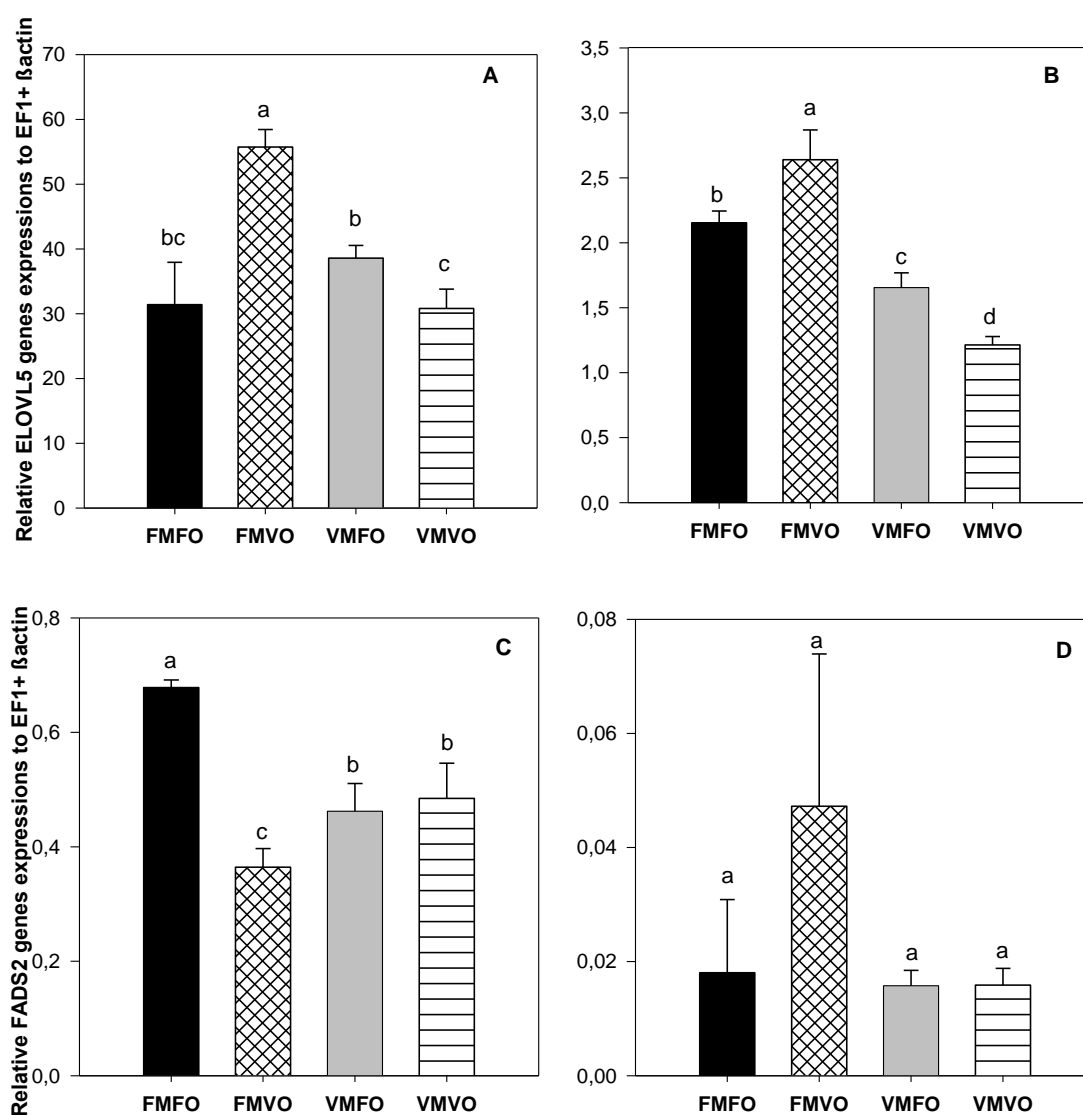
Table 6. Fatty acid composition (g/kg-1 of fatty acids) in muscle of fish fed the different experimental diets

	Neutral lipid				Phospholipid			
	FMFO	FMVO	VMFO	VMVO	FMFO	FMVO	VMFO	VMVO
C14:0	60.8 ± 5.9 <sup>a</sup>	15.7 ± 14.7 <sup>b</sup>	35.2 ± 12.3 <sup>c</sup>	22.1 ± 1.0 <sup>b</sup>	13.2 ± 2.7 <sup>a</sup>	4.6 ± 2.6 <sup>b</sup>	6.1 ± 2.6 <sup>b</sup>	4.5 ± 1.7 <sup>b</sup>
C15:0	5.4 ± 0.5 <sup>a</sup>	1.1 ± 0.2 <sup>b</sup>	3.7 ± 1.3 <sup>c</sup>	3.2 ± 0.2 <sup>c</sup>	3.1 ± 0.4 <sup>a</sup>	0.7 ± 1.2 <sup>b</sup>	2.4 ± 1.2 <sup>a</sup>	2.3 ± 0.8 <sup>a</sup>
C16:0	259.6 ± 11.5 <sup>a</sup>	217.0 ± 20.1 <sup>b</sup>	178.4 ± 14.6 <sup>c</sup>	151.2 ± 7.2 <sup>d</sup>	243.0 ± 5.7 <sup>a</sup>	225.1 ± 11.0 <sup>b</sup>	227.0 ± 14.2 <sup>b</sup>	210.3 ± 11.8 <sup>c</sup>
C17:0	3.1 ± 1.7 <sup>a</sup>	0.5 ± 1.5 <sup>b</sup>	2.9 ± 1.0 <sup>a</sup>	2.2 ± 0.8 <sup>a</sup>	3.0 ± 0.6 <sup>a</sup>	1.2 ± 1.2 <sup>b</sup>	3.0 ± 1.5 <sup>a</sup>	3.0 ± 1.0 <sup>a</sup>
C18:0	65.7 ± 9.3 <sup>a</sup>	92.5 ± 20.4 <sup>b</sup>	43.7 ± 11.5 <sup>b</sup>	44.2 ± 3.4 <sup>b</sup>	98.5 ± 5.1 <sup>a</sup>	117.5 ± 10.9 <sup>b</sup>	93.0 ± 9.1 <sup>a</sup>	94.6 ± 5.3 <sup>a</sup>
C21:0	0.4 ± 0.8 <sup>a</sup>	2.3 ± 0.3 <sup>a</sup>	3.0 ± 1.1 <sup>a</sup>	3.2 ± 0.4 <sup>a</sup>	2.6 ± 0.4 <sup>a</sup>	5.0 ± 1.8 <sup>b</sup>	6.3 ± 0.5 <sup>b</sup>	5.3 ± 2.7 <sup>b</sup>
C22:0	9.0 ± 3.2 <sup>a</sup>	3.2 ± 3.4 <sup>b</sup>	9.5 ± 0.7 <sup>a</sup>	10.3 ± 0.8 <sup>a</sup>	6.2 ± 0.9 <sup>a</sup>	9.2 ± 3.3 <sup>b</sup>	5.1 ± 0.5 <sup>a</sup>	6.5 ± 2.2 <sup>a</sup>
<b>total saturated</b>	<b>404.0 ± 11.8<sup>a</sup></b>	<b>332.3 ± 34.1<sup>b</sup></b>	<b>276.4 ± 16.7<sup>c</sup></b>	<b>236.4 ± 11.2<sup>d</sup></b>	<b>369.6 ± 8.9<sup>a</sup></b>	<b>363.3 ± 10.4<sup>a</sup></b>	<b>342.9 ± 20.1<sup>b</sup></b>	<b>326.5 ± 14.3<sup>c</sup></b>
C16:1 n-7	91.8 ± 6.6 <sup>a</sup>	202.6 ± 18.7 <sup>b</sup>	51.7 ± 3.8 <sup>c</sup>	29.6 ± 1.7 <sup>b</sup>	26.2 ± 4.6 <sup>a</sup>	6.1 ± 4.4 <sup>b</sup>	12.4 ± 2.3 <sup>c</sup>	9.1 ± 0.5 <sup>bc</sup>
C18:1 n-9	173.1 ± 25.9 <sup>a</sup>	20.3 ± 26.5 <sup>ab</sup>	222.2 ± 12.2 <sup>b</sup>	225.7 ± 74.6 <sup>b</sup>	89.2 ± 10.7 <sup>a</sup>	105.7 ± 10.4 <sup>b</sup>	116.5 ± 6.3 <sup>c</sup>	129.2 ± 9.8 <sup>d</sup>
C18:1 n-7	30.4 ± 1.4 <sup>a</sup>	13.7 ± 6.9 <sup>b</sup>	26.9 ± 1.2 <sup>a</sup>	21.1 ± 0.9 <sup>c</sup>	31.1 ± 5.4 <sup>a</sup>	18.5 ± 9.2 <sup>b</sup>	42.2 ± 4.7 <sup>c</sup>	32.6 ± 3.3 <sup>a</sup>
C20:1 n-9	11.3 ± 1.1 <sup>a</sup>	7.9 ± 02.9 <sup>b</sup>	13.3 ± 2.6 <sup>c</sup>	11.3 ± 0.4 <sup>a</sup>	8.5 ± 0.9 <sup>a</sup>	7.5 ± 1.3 <sup>a</sup>	12.9 ± 1.8 <sup>b</sup>	11.8 ± 1.2 <sup>b</sup>
C22:1 n-9	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	1.1 ± 0.7 <sup>b</sup>	1.4 ± 0.1 <sup>b</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>
<b>Total monoenes</b>	<b>306.6 ± 23.6<sup>a</sup></b>	<b>244.5 ± 16.8<sup>b</sup></b>	<b>315.2 ± 13.0<sup>a</sup></b>	<b>289.1 ± 74.4<sup>ab</sup></b>	<b>155.0 ± 13.5<sup>a</sup></b>	<b>137.8 ± 12.1<sup>a</sup></b>	<b>184.0 ± 6.7<sup>b</sup></b>	<b>182.7 ± 9.0<sup>b</sup></b>
C18:2 n-6	26.6 ± 5.7 <sup>a</sup>	120.5 ± 18.4 <sup>b</sup>	143.1 ± 9.4 <sup>c</sup>	165.6 ± 6.5 <sup>d</sup>	16.3 ± 3.3 <sup>a</sup>	87.3 ± 19.5 <sup>b</sup>	84.9 ± 3.8 <sup>b</sup>	99.1 ± 5.7 <sup>c</sup>
C18:3 n-6	1.0 ± 1.0 <sup>a</sup>	3.4 ± 1.3 <sup>b</sup>	5.3 ± 1.9 <sup>c</sup>	9.2 ± 1.2 <sup>d</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.2 ± 0.5 <sup>a</sup>	1.2 ± 0.8 <sup>b</sup>	2.1 ± 1.5 <sup>c</sup>
C20:3 n-6	0.9 ± 1.1 <sup>a</sup>	4.7 ± 1.2 <sup>bc</sup>	4.4 ± 1.6 <sup>b</sup>	6.1 ± 0.9 <sup>c</sup>	4.6 ± 1.0 <sup>a</sup>	19.7 ± 6.9 <sup>b</sup>	13.7 ± 1.6 <sup>c</sup>	20.7 ± 3.5 <sup>b</sup>
C20:4 n-6	5.3 ± 2.8 <sup>a</sup>	2.4 ± 1.5 <sup>b</sup>	4.1 ± 1.5 <sup>ac</sup>	3.4 ± 0.3 <sup>bc</sup>	22.3 ± 3.1 <sup>ac</sup>	17.1 ± 3.1 <sup>b</sup>	24.7 ± 1.8 <sup>c</sup>	19.6 ± 6.6 <sup>ab</sup>
<b>Tota n-6 PUFA</b>	<b>33.8 ± 6.5<sup>a</sup></b>	<b>131.0 ± 18.7<sup>b</sup></b>	<b>156.9 ± 11.7<sup>c</sup></b>	<b>184.3 ± 6.9<sup>d</sup></b>	<b>43.2 ± 5.5<sup>a</sup></b>	<b>124.3 ± 23.0<sup>b</sup></b>	<b>124.5 ± 5.8<sup>b</sup></b>	<b>141.5 ± 10.0<sup>c</sup></b>
C18:3 n-3	19.8 ± 6.6 <sup>a</sup>	183.9 ± 64.4 <sup>b</sup>	114.7 ± 9.8 <sup>c</sup>	166.7 ± 56.3 <sup>b</sup>	8.6 ± 4.8 <sup>a</sup>	84.9 ± 29.3 <sup>b</sup>	45.9 ± 7.3 <sup>c</sup>	61.5 ± 3.2 <sup>d</sup>
C18:4 n-3	15.9 ± 1.8 <sup>ab</sup>	14.4 ± 3.2 <sup>a</sup>	17.8 ± 2.2 <sup>b</sup>	26.8 ± 3.2 <sup>c</sup>	2.7 ± 0.4 <sup>a</sup>	3.6 ± 0.4 <sup>a</sup>	4.0 ± 0.7 <sup>a</sup>	4.0 ± 2.7 <sup>a</sup>
C20:3 n-3	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	3.2 ± 1.3 <sup>b</sup>	2.3 ± 0.8 <sup>c</sup>	3.5 ± 0.7 <sup>b</sup>	1.1 ± 0.7 <sup>a</sup>	5.6 ± 2.0 <sup>b</sup>	4.2 ± 0.5 <sup>bc</sup>	3.7 ± 3.2 <sup>c</sup>
C20:4 n-3	0.9 ± 2.6 <sup>a</sup>	3.3 ± 3.7 <sup>b</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.0 ± 0.0 <sup>a</sup>
C20:5 n-3	74.8 ± 8.2 <sup>a</sup>	22.7 ± 21.6 <sup>b</sup>	36.9 ± 3.4 <sup>c</sup>	25.3 ± 2.3 <sup>b</sup>	99.4 ± 13.9 <sup>a</sup>	58.6 ± 12.7 <sup>b</sup>	56.5 ± 8.8 <sup>b</sup>	48.0 ± 4.1 <sup>c</sup>
C22:5 n-3	22.3 ± 1.3 <sup>a</sup>	9.3 ± 4.4 <sup>b</sup>	13.4 ± 0.8 <sup>c</sup>	9.2 ± 0.8 <sup>b</sup>	36.5 ± 3.4 <sup>a</sup>	25.1 ± 2.1 <sup>b</sup>	25.4 ± 2.7 <sup>b</sup>	22.5 ± 2.9 <sup>b</sup>
C22:6 n-3	121.6 ± 11.0 <sup>a</sup>	55.4 ± 29.4 <sup>b</sup>	66.4 ± 6.6 <sup>b</sup>	58.5 ± 6.0 <sup>b</sup>	283.7 ± 28.7 <sup>a</sup>	196.7 ± 37.2 <sup>b</sup>	212.5 ± 16.6 <sup>b</sup>	209.6 ± 18.1 <sup>b</sup>
<b>Tota n-3 PUFA</b>	<b>255.5 ± 23.1<sup>a</sup></b>	<b>292.2 ± 29.0<sup>b</sup></b>	<b>251.5 ± 8.1<sup>a</sup></b>	<b>289.0 ± 54.5<sup>ab</sup></b>	<b>432.0 ± 17.4<sup>a</sup></b>	<b>374.5 ± 21.2<sup>b</sup></b>	<b>348.5 ± 26.5<sup>c</sup></b>	<b>349.3</b>
<b>n-3/n-6</b>	<b>7.6 ± 1.8<sup>a</sup></b>	<b>2.2 ± 0.4<sup>b</sup></b>	<b>1.6 ± 0.1<sup>b</sup></b>	<b>1.6 ± 0.3<sup>b</sup></b>	<b>10.0 ± 1.4<sup>a</sup></b>	<b>3.0 ± 1.4<sup>b</sup></b>	<b>2.8 ± 0.2<sup>b</sup></b>	<b>2.5 ± 0.3<sup>b</sup></b>

FMFO = control diet, containing fish meal and fish oil as protein and lipid sources; FMVO = diet containing fish meal and vegetable oils; VMFO = diet containing vegetable meals and fish oil and VMVO = diet containing vegetable meals and vegetable oils. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ ,  $0.01$ ). Data are presented as means from three replicate tanks (3 fish per tank).

### 3.4. Effect of diets on *fads2* and *elovl5* gene expression in liver and intestine

Relative *elovl5* gene expression was significantly higher ( $p < .01$ ) in liver (Figure 1a) compared to intestine (Figure 1b). The use of VO significantly ( $p < .05$ ) stimulated the *elovl5* gene expression in both tissues when FM was used as protein source. On the contrary, lower ( $p < .05$ ) values were observed between VMFO and VMVO groups. Relative *fads2* gene expression was significantly lower ( $p < .05$ ) in liver (Figure 1c) of fish fed FMVO in comparison with the control FO-based diet (FMFO) whereas no difference was recorded between VMFO and VMVO dietary conditions. Similarly, *fads2* gene expression in the intestine was not modulated by the experimental conditions (Figure 1d).



**Fig. 1** Relative *elovl5* gene expression in liver (A), intestine (B) and *fads2* gene expression in liver (C), intestine (D) in fish according to the experimental diets. FMFO = control diet, containing fish meal and fish oil as protein and lipid sources; FMVO = diet containing fish meal and vegetable oils; VMFO = diet containing vegetable meals and fish oil and VMVO = diet

containing vegetable meals and vegetable oils. Values are expressed as mean  $\pm$  SD of three replicates, each originating from a blend of three tissues. Different letters indicate significant differences ( $P < 0.05$ , 0.01).

## 5. Discussion

Since about two decades, the replacement of FM and FO by dietary plant ingredients has been widely investigated and applied in numerous fish species of aquaculture interest (Bonacic, Martínez, Gisbert, Estévez, & Morais, 2017; Burel & Médale, 2014; Kaushik et al., 2004; Nunes, Sá, Browdy, & Vazquez-Anon, 2014; Tocher, 2015; Torrecillas et al., 2017). Among them, the African catfish, a major species for human consumption in many African countries, exhibits high growth performances and important capacities to grow on various rearing conditions. Recent investigations have demonstrated that FM can be partially replaced by plant ingredients such as SC), sunflower cake and lupine meal without impairing growth performances and feed utilization, despite the presence of antinutritional factors (Fagbenro, 2004; Hernandez et al., 2013; Hoffman, Prinsloo, & Rukan, 1997; Hung, Binh, Thanh Truc, Tham, & Ngoc Tran, 2015; Imorou Toko et al., 2007, 2008; Liu, Mai, Zhang, Chen, & Leng, 2013; Nyina-Wamwiza et al., 2007, 2010; Van Weerd, Khalaf, Aartsenn, & Tijssen, 1999; Xu et al., 2015). However, in most of these studies, vegetable ingredients were associated with animal protein sources such as blood meal, chicken viscera meal and casein (Imorou Toko et al., 2008; Nyina-Wamwiza et al., 2010; Xu et al., 2015) or compared with control diets partially composed of plant proteins. The results of the present study indicated that a total substitution of FM by a blend of vegetable meals (VM) composed of SC and lupine meal caused a strong decrease in SGR ( $-55\%$  to  $-57\%$ ) and FE ( $-68\%$  to  $-72\%$ ) values in fish irrespective of the oil source used. The growth rates of fish fed VM-based diets were higher than those reported by Balogun and Ologhobo (1989) in African catfish fed diets containing soybean meal and cooked soybean meal (SGR of 0.02 and 0.2% day $^{-1}$ ) but similar to the growth rates reported by Fagbenro and Davies (2001) and Nyina-Wamwiza et al. (2010) in similar fish stages fed with diets containing 75% of VM and 25% animal meals including blood and chicken viscera meals.

The growth rate reduction in fish fed VM-based diets could be related to the presence of antinutritional factors in soybean and lupine meals. Indeed, several studies have shown that soybean meal contains isoflavonins, saponins and phenolic acid which limits the feed intake through their contribution to the bitterness of this ingredient (Aldin, Reitmeier, & Murphy, 2006; Zhang et al., 2012). Regarding lupine meal, studies have shown that it contains alkaloids which possesses a strong antipalatability effect causing both feed intake and feed efficiency reductions (Francis, Makkar, & Becker, 2001) in several species including Atlantic salmon (Salini & Adams, 2014), rainbow trout (Hernandez et al., 2013; Serrano et al., 2011; Zhang et

al., 2012) and barramundi (Tabrett, Blyth, Bourne, & Glencross, 2012). We also observed a decrease in FI from 112.3 to 64.2 g per fish and FE from 0.93 to 0.26 with the use of these vegetable proteins. These findings may suggest that betaine supplementation in VMFO and VMVO diets was not sufficient to improve feed intake in these conditions. Also, low digestibility of VM's nutrients in our study may be questionable on the one hand to the origin and variety of lupine (Glencross et al., 2008; Salini & Adams, 2014) and, on the other hand, to fish size. Indeed, Liu et al. (2016) have shown in gibel carp (*Carassius auratus gibelio*) that FM substitution by soybean meal induced a better growth in adults than in juveniles. However, each fish species displays specific plant meal digestibility capacities which could also be related to their respective intestinal microbiota. In a previous study conducted on *C. gariepinus* juveniles, partial replacement of FM by VM induced a significant decrease in the digestibility of some essential amino acids (EAA), namely methionine, threonine and isoleucine (Nyina-Wamwiza et al., 2010). Apart from the digestibility concern in the present study, methionine level was lower in VM-based diets (5g/kg) than in FM diets (11g/kg) even if supposed close to the requirements of *C. gariepinus* referring to *Ictalurus punctatus* (4.7g/kg diet; NRC, 2011; Wilson & Moreau, 1996) and the hybrid of *C. macrocephalus* x *C. gariepinus* (Wilson, 2002) (5g/kg VMVO or VMFO; Table 1). Indeed, it is well known that methionine followed by lysine is the main limiting amino acids in vegetable or rendered animal by-products used as FM replacement (Burel & Médale, 2014; Nunes et al., 2014). So, it has been shown that the replacement of FM by 52% of VM decreased methionine level in the diet, and induced low feed intake and consequently reduced growth performances of some fish species such as Southern catfish *Silurus meridionalis* or gibel carp, *C. auratus gibelio* (Ai & Xie, 2005; Hu et al., 2008). It has been recently shown that methionine can interfere with various endocrine pathways involved in the appetite regulation of some fish species (Bonacic et al., 2017). Thus, the present study demonstrates that plant ingredients cannot be used as the unique protein source in African catfish nutrition without a significant reduction in growth performance.

FO used in this experiment was rich in LC-PUFAs and low in C<sub>18</sub> PUFA contrary to VO which contained a high proportion of C<sub>18</sub> PUFA precursors and deprived in LC-PUFAs. In contrast to the complete substitution of FM by VM, there were no significant differences in growth performances and feed utilization between fish fed FO and VO, with the same protein source (FMFO versus FMVO and VMFO versus VMVO). The same observation has been previously reported in African catfish when FO was replaced by palm oil (Hoffman, Prinsloo, & Theron J., 1995; Ng et al., 2003; Ochang, Fagbenro, & Adebayo, 2007). Similarly, a total substitution of FO by rapeseed and linseed oil or by corn oil did not affect the growth performances in rainbow trout (Bell et al., 2001) and common carp, *Cyprinus carpio* (Ren, Yu, Xu, & Tang, 2012). The relative high growth performances recorded despite the use of VO-based diet could be due to

a high amount of Saturated Fatty Acids (SFA) or monounsaturated fatty acids (MUFA) in VO. Indeed, Emery, Norambuena, Trushenski, and Turchini (2016) have shown a better growth performance in Atlantic salmon fed VO-based diet with a low LC-PUFA concentration but a based lipid source predominantly composed of Saturated Fatty Acids (SFA) or monounsaturated fatty acids (MUFA). In fact, as previously reported, LC-PUFAs may not be a limiting nutrient in Atlantic salmon as it exhibits relative high biosynthesis capacities. Similarly, VO-based diets in our study contained very high SFA and MUFA concentrations. Thus, the lack of growth rate reduction in fish fed VO-based diet deprived in LC-PUFAs could be associated with significant endogenous LC-PUFA biosynthesis in African catfish. But it is likely that this process was optimized by an adequate availability of EAAs in FMVO diet because negative growth results were observed in fish fed with VM-based diets which were especially poor in lysine and methionine as already discussed.

The fatty acid composition in African catfish muscle is known to reflect dietary fatty acid composition (Ng et al., 2003). This positive correlation between dietary and muscle fatty acid compositions has also been widely reported in other fish species such as Atlantic salmon (Bell et al., 2002; Tocher et al., 2002), rainbow trout (Borquez, Serrano, Dantagnan, Carrasco, & Hernandez, 2011) and Eurasian perch (Geay et al., 2015). However, some fatty acids such as palmitic acid (16:0) can be selectively retained to be maintained at an optimal proportion in the phospholipid fraction. The stable 16:0 concentration in this fraction might be associated with its role as a major fatty acid in phosphatidylcholine (PC), found in the sn-1 position. PC is an important phospholipid necessary for biomembrane structure and function (Ng et al., 2003). The present study also showed an increase in muscle ALA and LA concentrations in African catfish fed VO-based diets (VMVO and FMVO) as a consequence of their high proportions in VO. As previously reported, these C<sub>18</sub> PUFAs are not only accumulated in tissues but can also be bioconverted into LC-PUFAs (Bell, Dick, Mc Vicar, Sargent, & Thompson, 1993; Tocher et al., 2001; Zheng, Tocher, et al., 2005; Zheng, Tortensen, et al., 2005). Indeed, despite the lower contents of ARA, EPA and DHA in muscle of fish fed vegetable ingredients, a sizeable amount of these LC-PUFAs has been recorded in fish fed VMVO and FMVO relative to their amounts in diets. Furthermore, we noticed a significant increase in LA and ALA desaturation and elongation products such as C<sub>18</sub>:3n-6, C<sub>20</sub>:3n-6 and C<sub>20</sub>:3n-3 in the muscle of fish fed VM and VO indicating a possible biosynthesis capacity in African catfish. Indeed, as reported by Oboh et al. (2016), African catfish exhibits functional FADS2 and ELOVL5 proteins able to catalyse the desaturation of C<sub>18</sub>:3n-3 into C<sub>18</sub>:4n-3, C<sub>18</sub>:2n-6 into C<sub>18</sub>:3n-6 and the elongation of C<sub>18</sub>:4n-3 into C<sub>20</sub>:3n-3 and C<sub>18</sub>:3n-6 into C<sub>20</sub>:3n-6, respectively.



In the current study, the LC-PUFAs biosynthesis modulation in African catfish has been investigated through the *fads2* and *elovl5* gene expression analysis. These investigations have shown that the relative *elovl5* gene expression was modulated by the dietary treatments. Indeed, the relative *elovl5* gene expression was stimulated in fish fed FMVO diet in comparison with the control FMFO diet. Previous studies also showed an increase in *elovl5* gene expression and ELOVL5 enzymatic activity in fish fed olive, rapeseed, palm, linseed, perilla, soybean and ricebran oils compared to fish FO in rainbow trout (Buzzi et al., 1996), Atlantic salmon (Zheng, Tocher, et al., 2005; Zheng, Tortensen, et al., 2005), European sea bass (Geay et al., 2010), spotted scat, *Scatophagus argus* (Xie et al., 2014), Eurasian perch, (Geay et al., 2015) and Asian sea bass (Glencross et al., 2016). However, findings in the mentioned studies underlined also a stimulation of both *fads2* gene expression and FADS2 enzymatic activity in fish fed VO-based diets. The lack of modulation of *fads2* gene expression in African catfish fed VO-based diets in the present study may be explained by the real-time PCR analysis conditions. Indeed, recent advances in the characterization of functional *fads2* transcript in several fish species have demonstrated the existence of multiple functional *fads2* paralogous genes such as in Atlantic salmon (Monroig et al., 2010) but also non-functional *fads2* pseudogenes such as in European sea bass (Santigosa et al., 2011) which may interfere in the amplification and the detection of a single functional *fads2* transcript.

The *elovl5* gene expression stimulation only observed in fish fed FMVO diet may be explained by the highest LNA/LA ratio (1.9) in this diet. Indeed, a previous study also showed that the LNA/LA ratio influenced the expression of key enzymes involved in LC-PUFA biosynthesis in rabbitfish, *Siganus canaliculatus* (Li et al., 2008) and spotted scat (Xie et al., 2014). In the study of Xie et al. (2014), the highest *fads2* gene expression in liver of spotted scat was identified with a dietary LNA/LA ratio closed to 1.72. Despite the use of dietary VO and a high LNA/LA ratio (1.7) in the full-plant- based diet (VMVO) in the present experiment, *elovl5* and *fads2* genes were not stimulated in both intestine and liver in comparison with the control FMFO diet. The lack of *elovl5* and *fads2* gene stimulation in fish fed VMVO may suggest that African catfish may require a minimum dietary LC-PUFAs. However, plant proteins in VMVO diet may also negatively interfere with the activation of the endogenous LC-PUFAs biosynthesis pathway. Indeed, as demonstrated by Twibell et al. (2012), the successful replacement of FO in coho salmon diets is dependent not only on the alternative lipid source but also on the dietary protein source. This hypothesis is supported by the marked growth rate reduction observed in fish fed VM-based diet, irrespective of the oil source. By contrast, Glencross et al. (2016) demonstrated that a significant stimulation of *fads2* gene expression was only recorded in liver of barramundi fed a full-plant- based diet in comparison with the other dietary treatments containing FO or FM.

## **6. Conclusions**

In conclusion, the results of this study suggest that it is possible to completely substitute FO by a mixture of LO and CO in diets of African catfish without affecting growth and feed utilization in the case of high protein quality, while FM substitution by a mixture of lupine meal and SC has negative effects on growth-related parameters whatever the oil quality. These findings confirmed that African catfish is able to bioconvert PUFAs into LC-PUFAs from vegetable oils whereas dietary protein source is the major limiting factor affecting its growth performance.

## **Acknowledgments**

The authors are grateful to ARES-CCD (Académie de Recherche et d'Enseignement Supérieur – Commission de Copopération au Développement- Fédération Wallonie Bruxelles) and DGD (General Directorate for Development, Ministry of Cooperation and Development, Federal Government of Belgium) for supporting this study as a part of the Concerted Initiative Project (Inter-university program: “Projet PIC Aquaculture ULg/UPB” Burkina Faso).

## References

- Ai, Q., & Xie, X. (2005). Effects of replacement of fish meal by soybean meal and supplementation of methionine in fish meal/soybean meal-based diets on growth performance of the Southern Catfish *Silurus meridionalis*. World Aquaculture Society, 36, 498–507. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2005.tb00397.x>.
- Aldin, E., Reitmeier, H. A., & Murphy, P. (2006). Bitterness of soy extracts containing isoflavones and saponins. Journal of Food Science, 71, S211–S215. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2006.tb15643.x>.
- Amaya, E. A., Davis, D. A., & Rouse, D. B. (2007). Replacement of fish meal in practical diets for the Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) reared under pond conditions. Aquaculture, 262, 393–401. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.11.015>.
- Amrish, K. T. (2002). Influence of water soaking of mustard cake on glucosinolate hydrolysis. Animal Feed Science and Technology, 99, 215–219.
- Balogun, A. M., & Ologhobo, A. D. (1989). Growth performance and nutrient utilization of fingerling *Clarias gariepinus* (Burchell) fed raw and cooked soybean diets. Aquaculture, 76, 119–126. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(89\)90256-1](https://doi.org/10.1016/0044-8486(89)90256-1).
- Bell, J. G., Dick, J. R., Mc Vicar, A. H., Sargent, J. R., & Thompson, K. D. (1993). Dietary sunflower, linseed and fish oils affect phospholipid fatty acid composition, development of cardiac lesions, phospholipase activity and eicosanoid production in Atlantic salmon (*Salmo salar*). Prostaglandins, Leukotrienes and Essential Fatty Acids, 49, 665–673. [https://doi.org/10.1016/0952-3278\(93\)90075-8](https://doi.org/10.1016/0952-3278(93)90075-8).
- Bell, G. J., Henderson, R. J., Tocher, D. R., Mc Ghee, F., Dick, J. R., Porter, A., ... Sargent, J. R. (2002). Substituting fish oil with crude palm oil in the diet of Atlantic Salmon (*Salmo salar*) affects muscle fatty acid composition and hepatic fatty acid metabolism. Journal of Nutrition, 132(2), 222–230. <https://doi.org/10.1093/jn/132.2.222>.
- Bell, J. G., Mc Evoy, J., Tocher, D. R., Mc Ghee, F., Campbell, P. J., & Sargent, J. R. (2001). Replacement of fish oil with rapeseed oil in diets of Atlantic salmon (*Salmo salar*) affects tissue lipid compositions and hepatocyte fatty acid metabolism. Journal of Nutrition, 13, 1535–1543. <https://doi.org/10.1093/jn/131.5.1535>.
- Bonacic, K., Martínez, A., Gisbert, E., Estévez, A., & Morais, S. (2017). Effect of alternative oil sources at different dietary inclusion levels on food intake and appetite regulation via enteroendocrine and central factors in juvenile *Solea senegalensis*. Aquaculture, 470, 169–181. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.12.033>.

- Borquez, A., Serrano, E., Dantagnan, P., Carrasco, J., & Hernandez, A. (2011). Feeding high inclusion of whole grain white lupin (*Lupinus albus*) to rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*): Effects on growth, nutrient digestibility, liver and intestine histology and muscle fatty acid composition. *Aquaculture Research*, 42, 1067–1078. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02690.x>.
- Burel, C., & Médale, C. (2014) Protein sources in animal feed. What about the utilization of plant-proteins in fish feed? *Oilseeds and Fats, Crops and Lipids*, 21(4), D406.
- Buzzi, M., Henderson, R. J., & Sargent, J. R. (1996). The desaturation and elongation of linolenic acid and eicosapentaenoic acid by hepatocytes and liver microsomes from rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing fish oil or olive oil. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1299, 235–244. [https://doi.org/10.1016/0005-2760\(95\)00211-1](https://doi.org/10.1016/0005-2760(95)00211-1).
- Da, C. T., Lundh, T., & Lindberg, J. E. (2012). Evaluation of local feed resources as alternatives to fish meal in terms of growth performance, feed utilization and biological indices of striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*) fingerlings. *Aquaculture*, 364–365, 150–156. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture>. 2012.08.010.
- Drew, M. D., Ogunkoya, A. E., Janz, D. M., & Van Kessel, A. G. (2007). Dietary influence of replacing fish meal and oil with canola protein concentrate and vegetable oils on growth performance, fatty acid composition and organochlorine residues in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 267, 260–268. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture>. 2007.01.002.
- Emery, J. A., Norambuena, F., Trushenski, J., & Turchini, G. M. (2016). Uncoupling EPA and DHA in fish nutrition: Dietary demand is limited in Atlantic salmon and effectively met by DHA alone. *Lipids*, 51, 399–412. <https://doi.org/10.1007/s11745-016-4136-y>.
- Fagbenro, O. A. (2004). Soybean meal replacement by roquette (*Eruca sativa* Miller) seed meal as protein feedstuff in diets for African Catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), fingerlings. *Aquaculture Research*, 35, 917–923. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2004.01070.x>.
- Fagbenro, O. A., & Davies, S. J. (2001). Use of soybean flour (dehulled, solvent extracted soybean) as a fish meal substitute in practical diets for African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822): Growth, feed utilization and digestibility. *Journal of Applied Ichthyology*, 17, 64–69. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0426.2001.00252.x>.
- FAO. (2010). The state of world fisheries and aquaculture (p. 197). Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of United Nations.

- FAO. (2014). The state of world fisheries and aquaculture (p. 223). Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Fernandes, G., & Venkatraman, J. T. (1993). Role of omega-3 fatty acids in health and disease. *Nutrition Research*, 13, 19–45. [https://doi.org/10.1016/S0271-5317\(05\)80282-9](https://doi.org/10.1016/S0271-5317(05)80282-9).
- Folch, J., Lee, M., & Sloane-Stanley, G. H. (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *Journal of Biological Chemistry*, 226, 497–509.
- Fonseca-Madrigal, J., Karalazos, V., Campbell, P., Bell, J. G., & Tocher, D. R. (2005). Influence of dietary palm oil on growth, tissue fatty acid compositions, and fatty acid metabolism in liver and intestine in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture Nutrition*, 11, 241–250. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2005.00346.x>.
- Francis, G., Makkar, H. P. S., & Becker, K. (2001). Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. *Aquaculture*, 199, 197–227. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(01\)00526-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00526-9).
- Geay, F., Ferrarresso, S., Zambonino-Infante, J. L., Bargelloni, L., Quentel, C., Vandeputte, M., ... Mazurais, D. (2011). Effects of the total replacement of fish-based diet with plant-based diet on the hepatic transcriptome of two European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) half subfamilies showing different growth rates with the plant-based diet. *BMC Genomics*, 12, 522. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-12-522>.
- Geay, F., Santigosa, E., Culi, I., Corporeau, C., Boudry, P., Dreano, Y., ... Cahu, C. L. (2010). Regulation of FADS2 expression and activity in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) fed a vegetable diet. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part B, Biochemistry & Molecular Biology*, 156, 237–243. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2010.03.008>.
- Geay, F., Wenon, D., Mellery, J., Tinti, E., Mandiki, S. N. M., Tocher, D. R., ... Kestemont, P. (2015). Dietary linseed oil growth while differentially impacting LC-PUFA synthesis and accretion into tissues in Eurasian Perch (*Perca fluviatilis*). *Lipids*, 50, 1219–1232. <https://doi.org/10.1007/s11745-015-4079-8>.
- Glencross, B., Blyth, D., Irvin, S., Bourne, N., Campet, M., Boisot, P., & Wade, N. M. (2016). An evaluation of the complete replacement of both fishmeal and fish oil in diets for juvenile Asian seabass, *Lates calcarifer*. *Aquaculture*, 451, 298–309. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture>. 2015.09.012
- Glencross, B. D., Hawkins, W. E., Evans, D., Rutherford, N., Mc Cafferty, P., Dods, K., ... Buirchell, B. (2008). Variability in the composition of lupin (*Lupinus angustifolius*) meals

- influences their digestible nutrient and energy value when fed to rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 277, 220–230. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.02.038>.
- Henderson, R. J., & Tocher, D. R. (1987). The lipid composition and biochemistry of freshwater fish. *Progress in Lipid Research*, 26, 281–347. [https://doi.org/10.1016/0163-7827\(87\)90002-6](https://doi.org/10.1016/0163-7827(87)90002-6).
- Hernandez, A. J., Roman, D., Hooft, J., Cofre, C., Cepeda, V., & Vidal, R. (2013). Growth performance and expression of immune-regulatory genes in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) juveniles fed extruded diets with varying levels of lupin (*Lupinus albus*), peas (*Pisum sativum*) and rapeseed (*Brassica napus*). *Aquaculture Nutrition*, 19, 321–332. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2012.00961.x>.
- Hertrampf, J. W., & Piedad-Pascual, F. (2000). Handbook on ingredients for aquaculture feeds (p. 573). Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers. <https://doi.org/10.1007/978-94-011-4018-8>.
- Hixson, S. M., Parrish, C. C., & Anderson, D. M. (2014). Use of camelina oil to replace fish oil in diets for farmed salmonids and Atlantic cod. *Aquaculture*, 431, 44–52. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.042>.
- Hoffman, L. C., Prinsloo, J. F., & Rukan, G. (1997). Partial replacement of fish meal with either soybean meal, brewers yeast or tomato meal in the diets of African sharptooth catfish *Clarias gariepinus*. *Water Sa-Pretoria*, 23, 181–186.
- Hoffman, L. C., Prinsloo, J. F., & Theron J., Casey. N. H. (1995). The genotypic influence of four strains of *Clarias gariepinus* on the larvae body proximate, total lipid fatty acid, amino acid and mineral compositions. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 110B(3), 589–597. [https://doi.org/10.1016/0305-0491\(94\)00178-W](https://doi.org/10.1016/0305-0491(94)00178-W).
- Hu, M., Wang, Y., Wang, Q., Zhao, M., Xiong, B., Qian, X., ... Luo, Z. (2008). Replacement of fish meal by rendered animal protein ingredients with lysine and methionine supplementation to practical diets for gibel carp, *Carassius auratus gibelio*. *Aquaculture*, 275, 260–265. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.01.005>.
- Hung, L. T., Binh, V. T. T., Thanh Truc, N. T., Tham, L. H., & Ngoc Tran, T. (2015). Effects of dietary protein and lipid levels on growth feed utilization and body composition in red-tailed catfish juveniles (*Hemibagrus wyckioides*, Chaux & Fang 1949). *Aquaculture Nutrition*, 23, 367–374. <https://doi.org/10.1111/anu.12401>.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E. D., & Kestemont, P. (2007). Growth, feed efficiency and body mineral composition of juvenile vundu catfish (*Heterobranchus longifilis*, Valenciennes

- 1840) in relation to various dietary levels of soybean or cottonseed meals. *Aquaculture Nutrition*, 13, 1–11.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E. D., & Kestemont, P. (2008). Mineral status of African catfish (*Clarias gariepinus*) fed diets containing graded levels of soybean or cottonseed meals. *Aquaculture*, 275, 298–305. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.11.038>.
- Jimoh, W. A., & Aroyehun, H. T. (2011). Evaluation of cooked and mechanically defatted sesame (*Sesamum indicum*) seed meal as a replacer for soybean meal in the diet of African catfish (*Clarias gariepinus*). *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 11, 185–190.
- Jimoh, W. A., Fagbenro, O. A., & Adeparusi, E. O. (2014). Response of African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), fingerlings fed diets containing differently timed Wet-Heat-Treated sesame (*Sesamum indicum*) seedmeal. *Agricultural Sciences*, 5, 1159–1171. <https://doi.org/10.4236/as.2014.512126>.
- Kader, M. O., Bulbul, M., Koshio, S., Ishikawa, M., Yokoyama, S., Nguyen, B. T., & Komilus, C. F. (2012). Effect of complete replacement of fishmeal by dehulled soybean meal with crude attractants supplementation in diets for red sea bream, *Pagrus major*. *Aquaculture*, 350–353, 109–116. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.04.009>.
- Kashmir, S., Garg, S. K., Alok, K., & Bhatnagar, A. (2003). Oilcakes as protein sources in supplementary diets for the growth of *Cirrhinus mrigala* (Ham) fingerlings: Laboratory and field studies. *Bioresource Technology*, 86, 283–291.
- Kaushik, S. J., Coves, D., Dutto, G., & Blanc, D. (2004). Almost total replacement of fish meal by plant protein sources in the diet of a marine teleost, the European seabass, *Dicentrarchus labrax*. *Aquaculture*, 230(1), 391–404. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00422-8](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00422-8).
- Kirk, P. L. (1950). Kjeldahl method for total nitrogen. *Analytical Chemistry*, 22(2), 354–358. <https://doi.org/10.1021/ac60038a038>.
- Larionov, A., Krause, A., & Miller, W. (2005). A standard curve based method for relative real time PCR data processing. *BMC Bioinformatics*, 6, 62p. <https://doi.org/10.1186/1471-2105-6-62>.
- Li, Y. Y., Hu, C. B., Zheng, Y. J., Xia, X. A., Xu, W. J., Wang, S. Q., ... Huang, J. H. (2008). The effects of dietary fatty acids on liver fatty acid composition and  $\Delta 6$ -desaturase expression differ with ambient salinities in *Siganus canaliculatus*. *Comparative Biochemistry and Physiology – Part B*, 151, 183–190. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2008.06.013>.

- Li, M. H., Oberle, D. F., & Lucas, P. M. (2011). Evaluation of corn distillers dried grains with soluble and brewer's yeast in diets for channel catfish *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). *Aquaculture Research*, 42, 1424–1430. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02734.x>.
- Lim, S. J., & Lee, K. J. (2009). Partial replacement of fish meal by cottonseed meal and soybean meal with iron and phytase supplementation for parrot fish *Oplegnathus fasciatus*. *Aquaculture*, 290, 283–289. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.02.018>.
- Liu, C., Mai, K., Zhang, W., Chen, Q., & Leng, Y. (2013). Studies on the nutrition of two species of catfish, *Silurus meridionalis* Chen and *S. asotus* Linnaeus. I. Effects of dietary protein and lipid on growth performance and feed utilization. *Aquaculture*, 404–405, 71–76. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.04.023>.
- Liu, H., Zhu, X., Yang, Y., Han, D., Jin, J., & Xie, S. (2016). Effects of substitution of dietary fishmeal by soya bean meal on different sizes of gibel carp (*Carassius auratus gibelio*): Nutrient digestibility, growth performance, body composition and morphometry. *Aquaculture Nutrition*, 22, 142–157. <https://doi.org/10.1111/anu.12239>;
- Manbrini, M., & Kaushik, S. J. (1995). Indispensable amino acid requirement of fish: Correspondence between quantitative data and amino acid profiles of tissue proteins. *Journal of Applied Ichthyology*, 11, 240–247. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.1995.tb00024.x>;
- Monroig, Ó., Zheng, X., Morais, S., Leaver, M. J., Taggart, J. B., & Tocher, D. R. (2010) Multiple genes for functional  $\Delta 6$  fatty acyl desaturases (Fad) in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.): Gene and cDNA characterization, functional expression, tissue distribution and nutritional regulation. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Molecular and Cell Biology of Lipids*, 1801(9), 1072–1081.
- Naylor, R. L., Hardy, R. W., Bureau, D. P., Chiu, A., & Elliott, M. (2009). Feeding aquaculture in an era of finite resources. *Proceeding of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 106, 15103–15110. <https://doi.org/10.1073/pnas.0905235106>.
- Ng, W.-K., Lim, P.-K., & Boey, P.-L. (2003). Dietary lipid and palm oil source affects growth, fatty acid composition and muscle  $\alpha$ -tocopherol concentration of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture*, 215, 229–243. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00067-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00067-4).



- NRC (National Research Council). (2011). Nutrient requirements of fish and shrimp. Washington, DC: National Academy Press.
- Nunes, A. J. P., Sá, M. V. C., Browdy, C. L., & Vazquez-Anon, M. (2014). Practical supplementation of shrimp and fish feeds with crystalline amino acids. *Aquaculture*, 431(2014), 20–27. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.003>.
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., & Kestemont, P. (2007). Potential of local agricultural by-products for the rearing of African catfish *Clarias gariepinus* in Rwanda: Effects on growth feed utilization and body composition. *Aquaculture Research*, 38, 206–214. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01658.x>;
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Richir, J., Rollin, X., & Kestemont, P. (2010). Partial or total replacement of fish meal by local agricultural by-products in diets of juvenile African catfish (*Clarias gariepinus*): Growth performance, feed efficiency and digestibility. *Aquaculture Nutrition*, 16, 237–247.
- Oboh, A., Betancor, M. B., Tocher, D. R., & Monroig, O. (2016). Biosynthesis of long-chain polyunsaturated fatty acids in the African catfish *Clarias gariepinus*: Molecular cloning and functional characterization of fatty acyl desaturase (fads2) and elongase (elovl2) cDNAs7. *Aquaculture*, 462, 70–79. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.05.018>.
- Ochang, S. N., Fagbenro, O. A., & Adebayo, O. T. (2007). Influence of dietary palm oil on growth response, carcass composition, haematology and organoleptic properties of juvenile Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Pakistan Journal of Nutrition*, 6(5), 424–429. <https://doi.org/10.3923/pjn.2007.424.429>.
- Ren, H.-t., Yu, J.-h., Xu, P., & Tang, Y.-k. (2012). Influence of dietary fatty acids on muscle fatty acid composition and expression levels of  $\Delta 6$  desaturase-like and Elovl5-like elongase in common carp (*Cyprinus carpio* var. *Jian*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 163, 184–192. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2012.05.016>.
- Salini, M. J., & Adams, L. R. (2014). Growth performance, nutrient utilization and digestibility by Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) fed Tasmanian grown white (*Lupinus albus*) and narrow-leafed (*L. angustifolius*) lupins. *Aquaculture*, 426–427, 296–303. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.02.020>.
- Santigosa, E., Geay, F., Tonon, T., Le Delliou, H., Kuhl, H., Reinhardt, R., & Mazurais, D. (2011). Cloning, tissue expression analysis, and functional characterization of two  $\Delta 6$ -desaturase variants of sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Marine Biotechnology*, 13(1), 22–31. <https://doi.org/10.1007/s10126-010-9264-4>.

- Serrano, E., Storebakken, T., Penn, M., Overland, M., Hansen, J. O., & Mydland, L. T. (2011). Responses in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) to increasing dietary doses of lupinine, the main quinolizidine alkaloid found in yellow lupins (*Lupinus luteus*). *Aquaculture*, 318, 122–127. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.05.004>.
- Tabrett, S., Blyth, D., Bourne, N., & Glencross, B. (2012). Digestibility of *Lupinus albus* meals in barramundi (*Lates calcarifer*). *Aquaculture*, 364–365, 1–5. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.07.024>.
- Tocher, D. R. (2015). Omega-3 long-chain polyunsaturated fatty acids and aquaculture in perspective. *Aquaculture*, 449, 94–107. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.01.010>.
- Tocher, D. R., Bell, J. G., Mac Glaughlin, P., Mc Ghee, F., & Dick, J. R. (2001). Hepatocyte fatty acid desaturation and polyunsaturated fatty acid composition of liver in salmonids: Effects of dietary vegetable oil. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 137, 257–270. [https://doi.org/10.1016/S1096-4959\(01\)00429-8](https://doi.org/10.1016/S1096-4959(01)00429-8).
- Tocher, D. R., Fonseca-Madrigal, J., Bell, J. G., Dick, J. R., Henderson, R. J., & Sargent, J. R. (2002). Effects of diets containing linseed oil on fatty acid desaturation and oxidation in hepatocytes and intestinal enterocytes in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 26, 157–170. <https://doi.org/10.1023/A:1025416731014>.
- Torrecillas, S., Mompel, D., Caballero, M. J., Montero, D., Merrifield, D., Rodiles, A., ... Izquierdo, M. (2017). Effect of fishmeal and fish oil replacement by vegetable meals and oils on gut health of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture*, 468, 386–398. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.11.005>.
- Twibell, R. G., Gannam, A. L., Hyde, N. M., Holmes, J. S., & Poole, J. B. (2012). Effects of fish meal and fish oil-free diets on growth responses and fatty acid composition of juvenile coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*). *Aquaculture*, 360–361, 69–77. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.07.019>.
- Van Weerd, J. H., Khalaf, K. A., Aartsenn, F. J., & Tijssen, P. A. T. (1999). Balance trials with African catfish *Clarias gariepinus* fed phytase-treated soybean meal-base diets. *Aquaculture Nutrition*, 5, 135–142. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2095.1999.00100.x>.
- Wilson, R. P. (2002). Amino acids and proteins. In J. E. Halver, et al. (Eds.), *Fish nutrition*, 3rd ed. (pp. 143–178). London: Academic Press. Wilson, R. P., & Moreau, Y. (1996). Nutrient requirements of catfishes (*Siluroidei*). *Aquatic Living Resources*, 9, Hors série, 103–111. <https://doi.org/10.1051/alr:1996045>.

- Xie, D., Chen, F., Lin, S., Wang, S., You, C., Monroig, O., ... Li, Y. (2014). Cloning, functional characterization and nutritional regulation of  $\Delta 6$  fatty acyl desaturase in the herbivorous euryhaline teleost *Scatophagus Argus*. PLoS ONE, 9(3), e90200. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0090200>.
- Xu, G. F., Wang, Y. Y., Han, Y., Liu, Y., Yang, Y. H., Yu, S. L., & Mou, Z. B. (2015). Growth, feed utilization and body composition of juvenile Manchurian trout, *Brachymystax lenok* (Pallas) fed different dietary protein and lipid levels. Aquaculture Nutrition, 21, 332–340. <https://doi.org/10.1111/anu.12165>.
- Zhang, Y., Overland, M., Sorensen, M., Penn, M., Mydland, L. T., Shearer, K. D., & Storebakken, T. (2012). Optimal inclusion of lupin and pea protein concentrates in extruded diets for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Aquaculture, 344–349, 100–113. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.03.012>.
- Zheng, X., Tocher, D. R., Dickson, C. A., Bell, J. G., & Teale, A. J. (2005). Highly unsaturated fatty acid synthesis in vertebrates: New insights with the cloning and characterization of a  $\Delta 6$  desaturase of Atlantic salmon. Lipids, 40, 13–24. <https://doi.org/10.1007/s11745-005-1355-7>.
- Zheng, X., Tortensen, B. E., Tocher, D. R., Dick, J. R., Henderson, R. J., & Bell, J. G. (2005). Environmental and dietary influences on highly unsaturated fatty acid biosynthesis and expression of fatty acyl desaturase and elongase genes in liver of Atlantic salmon (*Salmo salar*). Biochimica et Biophysica Acta, 1734, 13–24. <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2005.01.006>.
- Zhou, Q. C., Tan, B. P., Mai, K. S., & Liu, Y. J. (2004). Apparent digestibility of selected feed ingredients for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. Aquaculture, 241, 441–451. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.08.044>.

## Chapitre 6. Tropical vegetable oils do not alter growth performance in African catfish through a high n-6 PUFA biosynthesis capacity

### Résumé

Sur la base des résultats des chapitres 4 et 5, l'objectif de cette étude est de déterminer parmi les huiles végétales (VO) inventoriées au Burkina Faso, celles capables de remplacer efficacement l'huile de poisson (FO) dans l'aliment du poisson-chat africain. Pour déterminer les meilleures HV utilisables dans l'alimentation du poisson-chat africain, leurs effets sur les performances de croissance, la composition en acides gras du muscle et le niveau d'expression des gènes désaturases (*fads2*) et élongases (*elovl5*) seront évalués.

Pour se faire, cinq régimes expérimentaux isoprotéiques, isolipidiques et isoénergétiques ont été formulés dans lesquels FO a été totalement remplacée par des VO tels que l'huile de coton (CO), l'huile de palme (PO), l'huile du dattier du désert (DO) et le beurre de karité (SB). Ces quatre VO utilisées sont disponibles en quantité suffisante au Burkina Faso et leur prix est plus bas par rapport à FO.

La substitution totale de FO par VO n'a pas affecté les performances de croissance chez le poisson-chat africain, à l'exception de ceux nourris avec le régime SB, chez lesquels on a observé une baisse significative de la croissance. Les teneurs AGLPI des voies n-3 (EPA et DHA) du muscle des poissons nourris avec les régimes à base de VO, ont significativement baissé comparativement aux poissons nourris avec le régime FO. Cependant, les teneurs en ARA dans les muscles étaient plus élevées chez les poissons nourris avec les régimes CO et DO que chez ceux nourris avec le régime FO malgré les faibles teneurs en ARA enregistrées dans ces régimes à base de VO, suggérant une biosynthèse des AGPI à partir de ces VO. Les niveaux d'expression des gènes *fads2* et *elovl5* dans le foie des poissons nourris avec de le régime DO étaient également plus élevés que ceux des témoins FO.

Par conséquent, tous nos résultats indiquent que l'huile du dattier du désert (DO) peut être recommandée comme la meilleure alternative au remplacement de l'huile de poisson (FO) dans la nutrition du poisson-chat africain.

## Chapitre 6. Tropical vegetable oils do not alter growth performance in African catfish through a high n-6 PUFA biosynthesis capacity

A. Sourabié<sup>1,2</sup>, S.N.M. Mandiki<sup>1</sup>, F. Geay<sup>1</sup>, A.G. Ahoulé<sup>1</sup>, N. Naert<sup>1</sup>, A. Toguyeni<sup>2</sup> and P. Kestemont<sup>1</sup>

1. University of Namur, Institute of Life, Earth and Environment (ILEE), Research Unit in Environmental and Evolutionary Biology (URBE), Rue de Bruxelles, 61, B-5000 Namur, Belgium.
2. Natural Resources and Environmental Sciences Research and Studies Laboratory (LERNSE), Institute of Rural Development (IDR), University Nazi Boni of Bobo-Dioulasso, Burkina Faso

Contact: [aboubacar.sourabie@unamur.be](mailto:aboubacar.sourabie@unamur.be)

Accepted in "Lipids"

### Abstract

The main objective of this study was to determine the best vegetable oils (VO) for nutrition of African catfish by assessing the effects of a complete replacement of fish oil (FO) by different VO sources on its growth performance, fatty acid composition, elongase-desaturase gene expression levels. Fish (16.2g of initial body weight) were fed with five experimental iso-nitrogenous, isolipidic and isoenergetic diets in which FO was totally replaced by cottonseed oil (CO), palm oil (PO), desert date oil (DO) or Shea butter (SB). Complete replacement of FO with VO did not affect growth performance except for low values in fish fed SB diet. Muscle n-3 LC-PUFA were significantly reduced in fish fed VO-based diets when compared with FO fed fish. However, the muscle ARA levels in phospholipid class were 1.4 to 1.6 times higher in fish fed CO and DO diets than FO fed fish despite the lower ARA suppliers from these VO-based diets, suggesting endogenous LC-PUFA biosynthesis from PUFA precursors in fish fed these VO. The *fads2* and *elovl5* gene expression levels in liver of fish fed DO were also higher compared to FO controls. Therefore, all the results support the hypothesis that African catfish has higher biosynthesis capacity to convert vegetable n-6 PUFA precursors like LNA into n-6 LC-PUFA of ARA type, compared to the conversion of vegetable ALA into n-3 LC-PUFA of EPA or DHA type. The results also indicate that DO can be recommended as the best alternative to fish oil replacement in African catfish nutrition.

Keywords: *Clarias gariepinus*, vegetable oils, PUFA precursors, ARA, *fads2*, *elovl5*.

## 1. Introduction

Due to its long chain polyunsaturated fatty acids (LC-PUFA), including high levels of eicosapentanoic acid (EPA, 20:5n-3) and docosahexanoic acid (DHA, 22:6n-3), fish oil (FO) is still used as the main lipid source in aquafeed production [1]. These LC-PUFA are known to be essential for many fish species because they provide health benefits and support fish growth and development [1–6]. However, the ratio between global availability and demand of FO dropped markedly during the last decades, concurrently with the increase of worldwide aquaculture production. Indeed, 18% of global FO supplies were used in 1995 against 74% and 87 % in 2008 and 2012 respectively [7–9]. In addition, the increase of FO requirements for human diet (annual growth of 15 to 20 %) as dietary supplements or other food uses has led to a decrease in its availability for aquaculture, with supplies of 75 % and 73% respectively in 2013 and 2015 [10–12]. The limited supply and, as a corollary, high cost of FO, along with the possible accumulation of contaminants such as dioxins, polychlorinated biphenyls (PCB), brominated flame retardants (BFR) and organochlorine pesticides in FO, have forced the industry to investigate alternative lipid sources for use in fish feeds [13, 14]. The relative abundance of plants compared to fish makes vegetable oils (VO) good alternatives and sustainable lipid sources at low cost in feed production, especially in developing countries with low-income fish farmers. However, these alternative plant oils are totally devoid in LC-PUFA but sometimes rich in their shorter C18 PUFA precursors such as  $\alpha$ -linolenic acid (ALA, 18:3n-3) and linoleic acid (LNA, 18:2n-6).

Numerous VO have been evaluated as a total or partial replacement for FO in aquaculture feeds [15] and positive or negative growth performances have been reported depending on the vegetable oil source and fish species or developmental stage. The discrepancy of growth responses observed between fish species fed diets-based plant oils could be associated to their specific endogenous potential to bioconvert C<sub>18</sub> PUFAs into LC-PUFA. Indeed, it was reported that the use of VO alternatives in fish diets usually reduced LC-PUFA levels in fish tissues, and such deficiencies induced various detrimental biological responses in fish species according to their trophic position and their behavioral environment. Several authors reported in red hybrid tilapia *Oreochromis sp* [16], European sea bass *Dicentrarchus labrax* [17], Atlantic salmon *Salmo solar* [18, 19], silver barb *Puntius gonionotus* [20] and rainbow trout *Onchorhynchus mykiss* [21], that the complete substitution of FO by VO induced a significant decrease of muscle and liver LC-PUFA levels due to low or lack of dietary LC-PUFA levels. However, it has been shown in some fish species such as Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* [16, 22], Atlantic salmon [19, 23], rainbow trout [24], striped snakehead *Channa striata* [25], spotted scat *Scatophagus argus* [26], Japanese flounder *Paralichthys olivaceus* [27], silver

barb [28] that dietary VO induced a relatively high amount of LC-PUFA in liver, intestine, eye, brain and muscle, supporting the existence of an endogenous biosynthesis from the C<sub>18</sub> PUFA precursors present in the VO at a significant biological level. Indeed, these species are able to maintain a certain degree of desaturase and elongase activities to produce LC-PUFA, including EPA and DHA when they are fed a diet rich in C<sub>18</sub> PUFA and deficient in LC-PUFA [22–28]. There are major differences between fish species with respect to their efficiency to use C<sub>18</sub> PUFA precursors as a consequence of their different trophic positions and diet in the natural environment [19, 25, 27, 29–32].

African catfish *Clarias gariepinus* is a valuable aquaculture species for Africa and other developing countries. This species is the second aquaculture fish species produced in Africa after Nile tilapia [10]. With the establishment of fish seed production centres, this species tends to be the first aquaculture species produced in some African countries such as Nigeria, Uganda [11] and Burkina Faso. Replacing 100% FO with some VO sources has been studied in African catfish and other catfish species such as vundu catfish *Heterobranchus longifilis* and bagrid catfish *Mystus nemurus*. It was observed that the total replacement of FO by VO such as peanut oil, palm oil, shea-butter, corn oil, cottonseed oil and linseed oil in the diet of these catfish did not compromise their growth, feed intake and feed conversion [6, 33–36]. But, little information is available about the impact of total replacement of FO by VO on the association between FA profiles and endogenous LC-PUFA biosynthesis processes in African catfish. Moreover, total replacement of FO by palm oil [35, 37] in African catfish and Nile tilapia induced a negative impact on lipid content of fish muscle as well on its fatty acid profile in relation to the poor content of LC-PUFA precursors in palm oil (10.6 % of total fatty acid). In our recent study in African catfish [6], the use of a blend diet of cottonseed oil and linseed oil which supplied high LC-PUFA precursors (56.8% of total fatty acid) did not increase muscle EPA and DHA of fish at the same levels than those of fish fed FO diet, but a clear enhancement of muscle ARA content was observed despite its absence in the diet. Since the content and quality of lipids vary among vegetable sources, more studies are needed to identify the most suitable VO sources in African catfish nutrition. Various oil products are increasingly available in African countries such as cottonseed oil, date desert date oil and Shea butter contrary to linseed oil which is absent. To reduce the cost of fish feed production for aquaculture in these countries, it is important to select the best vegetable oil sources from the locally available agricultural by-products. Cottonseed oil (CO) and desert date oil (DO) are VO which are available in Burkina Faso. Indeed CO is the main VO produced and the most available in Burkina Faso with an annual production estimated to 125000 t [38]. Burkina Faso with Mali, are the first African cotton producing countries making CO a stable and available source of VO. For DO, its production is not very important like CO because it's not well known by the

population. However, its raw material (seeds) is much available and as its name suggests, the desert date tree is a very resistant species able to grow in very arid conditions [39].

In the present study, the effects of total replacement of FO by different individual VO with different fatty acid class profiles in the diet of African catfish were investigated. Indeed, the effects of VO on growth, fatty acid composition and relative expression of two genes (*fads2* and *elovl5*) coding for two enzymes involved in the fatty acid desaturation and elongation processes, respectively were evaluated. We selected four vegetable oil sources based to their availability and their content in linoleic acid (LNA) or linolenic acid (ALA), namely palm oil (PO), Shea butter (SB), cottonseed oil (CO) and desert date oil (DO). The two latter vegetable oils contain high valuable LNA compared to PO and SB, but this last one contains more linolenic acid (ALA) than others VO [40–42]. Moreover, there is no information yet on the nutritive value of desert date oil as an alternative to fish oil in fish nutrition.

## **2. Materials and methods**

### **2.1. Experimental diets**

Five isoproteinic (400 g.kg<sup>-1</sup>), isolipidic (100 g.kg<sup>-1</sup>) and isoenergetic (17 KJ g<sup>-1</sup>) diets were formulated in which FO (Menhaden oil) was completely substituted by VO, either cottonseed oil (CO), palm oil (PO), desert date oil (DO) or Shea butter (SB). In all diets, fish meal (FM) based on cod muscle meal (89 % crude proteins, 4 % lipids) was used as the unique protein source (450 g.kg<sup>-1</sup>) whereas corn starch and  $\alpha$ -cellulose were used as the carbohydrate source and ballast respectively. Corn starch and  $\alpha$ -cellulose were soaked in boiling water in order to diminish the anti-nutritional factors and improve their feed intake [43, 44]. Ingredient and fatty acid composition of the diets are given in Tables 1 and 2. The diets were subsequently prepared by thoroughly mixing of dry ingredients with addition of oils and water to make spaghetti (2 mm diameter) and then transformed into pellets after drying in the shade. All diets were stored at -20°C before use.



**Table 1** Ingredient composition (g.kg<sup>-1</sup>) and proximate composition of the five experimental diets

Ingredients	Diets				
	FO	CO	PO	DO	SB
Cod fish meal <sup>a</sup>	450	450	450	450	450
Menhaden oil <sup>b</sup>	82	0	0	0	0
Cottonseed oil <sup>c</sup>	0	82	0	0	0
Palm oil <sup>d</sup>	0	0	82	0	0
Desert date oil <sup>e</sup>	0	0	0	82	0
Shea butter <sup>f</sup>	0	0	0	0	82
Corn starch <sup>b</sup>	341	341	341	341	341
α-cellulose <sup>b</sup>	70	70	70	70	70
Mineral premix <sup>g</sup>	15	15	15	15	15
Vitamin premix <sup>h</sup>	10	10	10	10	10
Carboxymethylcellulose <sup>b</sup>	20	20	20	20	20
BHA <sup>b</sup>	1	1	1	1	1
BHT <sup>b</sup>	1	1	1	1	1
Betaine <sup>b</sup>	10	10	10	10	10
<b>Proximate composition</b>					
Dry matter (g kg <sup>-1</sup> )	944	945	942	945	947
Protein (g kg <sup>-1</sup> dry matter)	391.6	400.3	392	402.2	394.4
Lipid (g kg <sup>-1</sup> dry matter)	101.1	99.1	97.7	103.3	105.6
Gross energy (KJ. g <sup>-1</sup> )	16.8	16.8	16.8	16.8	16.8
Ash (g kg <sup>-1</sup> dry matter)	111	116	109	121	106

BHA, butylated hydroxyanisole; BHT, butylated hydroxyl toluene

<sup>a</sup> Cod fish meal provided by SNICK euroingredients NV, Ruddervoorde (Belgium)

<sup>b</sup> Sigma-Aldrich, Saint Louis, Missouri (USA),

<sup>c</sup> SN CITEC -Société Nouvelle Huilerie et Savonnerie CITEC, Bobo-Dioulasso (Burkina Faso)

<sup>d</sup> Huilerie traditionnelle, Bobo-Dioulasso (Burkina Faso),

<sup>e</sup> BELWET INDUSTRIE, Ouagadougou (Burkina Faso)

<sup>f</sup> OLVEA Burkina, Bobo-Dioulasso (Burkina Faso).

<sup>g</sup> Mineral premix (g kg<sup>-1</sup> of mix) was prepared in the lab, from (CaHPO<sub>4</sub>) 2H<sub>2</sub>O, 727.77; (MgSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O, 127.50; NaCl, 60.00; KCl, 50.00; (FeSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O, 25.00; (ZnSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O, 5.50;

(MnSO<sub>4</sub>)4H<sub>2</sub>O, 2.54; (CuSO<sub>4</sub>)5H<sub>2</sub>O, 0.78; (CoSO<sub>4</sub>)7H<sub>2</sub>O, 0.48; (CaIO<sub>3</sub>)6H<sub>2</sub>O, 0.29; (CrCl<sub>3</sub>)6H<sub>2</sub>O, 0.13

<sup>h</sup> Vitamin premix was provided by INVE Aquaculture (Breda, Netherlands). Composition per kg: Vitamin A, 2 500 000 IU; Vitamin D3, 500 000 IU; Vitamin E, 30 000 mg, vitamin K3, 2000 mg; vitamin B1, 2000 mg; vitamin B2, 5000 mg; Panthotenic acid, 10 000 mg; Niacin, 5000 mg; vitamin B6, 4000 mg; Folic acid, 2000 mg; vitamin B12, 4 mg; vitamin C, 20 000 mg; Biotin, 200 mg and Inositol, 80 000 mg).

**Table 2** Fatty acid composition (mole % of total identified fatty acids) in experimental diets

<b>Fatty acids</b>	<b>FO</b>	<b>CO</b>	<b>PO</b>	<b>DO</b>	<b>SB</b>
14:0	6.59	1.71	0.83	0.55	0.65
15:0	0.06	0.02	0.01	0.01	0.02
16:0	26.38	29.47	37.61	18.77	11.52
17:0	0.06	0.02	0.02	0.02	0.02
18:0	5.14	3.63	4.93	7.51	24.44
20:0	0.32	0.27	0.32	0.26	0.83
22:0	0.07	0.12	0.06	0.06	0.11
24:0	0.07	0.26	0.05	0.10	0.08
<b>total SFA</b>	<b>38.69</b>	<b>35.50</b>	<b>43.83</b>	<b>27.27</b>	<b>37.67</b>
16:1 n-9	8.33	1.53	0.62	1.05	1.27
18:1 n-7	3.90	2.35	1.39	2.07	2.39
18:1 n-9	8.59	16.77	37.82	23.81	29.32
20:1 n-9	2.38	1.53	0.76	1.43	1.98
22:1 n-9	0.07	0.04	0.01	0.05	0.07
24:1 n-9	0.15	0.10	0.04	0.09	0.11
<b>Total MUFA</b>	<b>23.42</b>	<b>22.33</b>	<b>40.64</b>	<b>28.49</b>	<b>35.13</b>
<b>18:2 n-6</b>	<b>4.12</b>	<b>26.95</b>	<b>7.84</b>	<b>29.79</b>	<b>7.10</b>
18:3 n-6	0.17	0.05	0.01	0.03	0.06
20:2 n-6	0.20	0.12	0.04	0.10	0.11
20:3 n-6	0.18	0.05	0.02	0.04	0.05
<b>20:4 n-6</b>	<b>1.42</b>	<b>0.69</b>	<b>0.32</b>	<b>0.68</b>	<b>0.85</b>
22:4 n-6	0.11	0.01	0.00	0.01	0.02
22:5 n-6	0.36	0.11	0.04	0.10	0.13
<b>Σ n-6</b>	<b>6.56</b>	<b>27.97</b>	<b>8.26</b>	<b>30.75</b>	<b>8.32</b>
<b>18:3 n-3</b>	<b>0.85</b>	<b>0.31</b>	<b>0.28</b>	<b>0.28</b>	<b>0.57</b>
18:4 n-3	1.58	0.22	0.08	0.20	0.23
20:3 n-3	0.16	0.02	0.00	0.01	0.04
20:4 n-3	0.88	0.18	0.08	0.17	0.22
<b>20:5 n-3</b>	<b>10.81</b>	<b>4.58</b>	<b>1.89</b>	<b>4.46</b>	<b>5.85</b>
22:5 n-3	1.64	0.51	0.21	0.50	0.63
<b>22:6 n-3</b>	<b>15.40</b>	<b>8.39</b>	<b>4.72</b>	<b>7.87</b>	<b>11.34</b>
<b>Σ n-3</b>	<b>31.33</b>	<b>14.21</b>	<b>7.27</b>	<b>13.49</b>	<b>18.88</b>
<b>Σ n-3/Σ n-6</b>	<b>4.78</b>	<b>0.51</b>	<b>0.88</b>	<b>0.44</b>	<b>2.27</b>
<b>18:3 n-3/18:2 n-6</b>	<b>0.21</b>	<b>0.01</b>	<b>0.04</b>	<b>0.01</b>	<b>0.08</b>
<b>Σ PUFA</b>	<b>37.89</b>	<b>42.18</b>	<b>15.53</b>	<b>44.24</b>	<b>27.20</b>

SFA (Saturated Fatty Acids); MUFA (MonoUnsaturated Fatty Acids); PUFA (PolyUnsaturated Fatty Acids) (FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source.

## 2.2. Fish and experimental conditions

African catfish juveniles were provided by the commercial fish farm Fleuren & Nooijen (The Netherlands). All procedure concerning the fish and their handling were conducted in

accordance with the European and National legislation for fish welfare and was approved by the Institutional Ethical Committee (agreement: FUNDP KE12/179). The experiment was conducted at the Research Unit in Environmental and Evolutionary Biology (URBE) from Namur University (Belgium).

A set of 450 African catfish juveniles ( $16.2 \pm 2.5$  g, initial body weight) were randomly distributed into tanks as 30 fish per tank. Three replicate tanks per dietary treatment were used. The experiment was conducted in a recirculating system including fifteen 100 L rectangular tanks installed over 4-5 m<sup>3</sup> concrete tank for mechanical and biological water filtration. Filtration tank was equipped with heating system to maintain the temperature level around 28°C which is the acceptable range reported for the rearing of African catfish [45–47]. Fish were kept under a 12L: 12D (Light/Dark) photoperiod. Water was equally aerated and exchanged at a flow rate of 4 L min<sup>-1</sup>. Water quality parameters, namely temperature and dissolved oxygen, were checked daily and ranged from  $28.0 \pm 0.8$  °C and  $6.2 \pm 0.9$  mg L<sup>-1</sup> respectively. Nitrite and ammonia were monitored once a week and ranged from  $0.06 \pm 0.02$  mg L<sup>-1</sup> NO<sub>2</sub><sup>-</sup> and  $1.86 \pm 0.73$  mg L<sup>-1</sup> NH<sub>4</sub><sup>+</sup> respectively.

Fish were fed a commercial African catfish diet (CatCo Grower-12EF, 2 mm) during the 2-week acclimation period. They were then fasted for 2 days before the start of the experimental phase in order to stimulate their appetite towards the experimental diets. During the 6-week experiment, they were fed to apparent satiation by hand three times daily, namely at 09:00, 12:00 and 16:00 h.

At the beginning of the feeding trial, three fish (small, medium and large) were sampled to determine the initial proximate composition of whole body, and five other fish were sampled to collect muscle in order to determine the initial muscle lipid and fatty acid contents.

At the end of a 6-week feeding trial, fish were fasted for 24 h before final sampling. As done in the onset of the feeding trial, six fish were randomly sampled in each tank and were anesthetized by immersion in ethyl-aminobenzoic acid (MS222: 120 mg L<sup>-1</sup>). Among them, three fish (small, medium and large) were frozen at -20°C to make a pool for the analysis of whole body proximate composition determination ( $n = 3$  for each treatment), and the three others were used individually to collect muscle, liver and intestine in order to perform biochemical and biomolecular analyses ( $n = 9$  for each treatment). Indeed, muscles were used to analyse lipid and fatty acid composition, while liver and intestine were used to analyse desaturase (*fads2*) and elongase (*elovl5*) gene expression levels. Muscle, liver and intestine were frozen in liquid nitrogen directly after dissection, and then afterward stored at -80°C.

Blood samples were collected from each of the three fish per tank using a 1 mL heparinized syringe.

### **2.3. Biochemical analyses**

Biochemical composition of diet and fish were analyzed following standard procedures [48]. Dry matter content was calculated from weight loss after drying in an oven at 105°C for 24h, while ash content was calculated from weight loss after combustion of samples in a muffle furnace at 550°C for 12 h. Crude protein content was estimated according to the Kjeldahl distillation method after digestion of the sample by sulfuric acid. For crude protein content analysis, three fish (small, medium and large) per tank were pooled and homogenized with a mixer. Total lipid was extracted individually from fish muscle (3 fish per tank) according to Folch *et al.* [49]. Total lipids were extracted according to the method of Folch *et al.* [49] and adapted by *Sourabié et al.* [6]. Indeed, we extracted total lipids at least from 1 g of muscle with dichloromethane/ methanol (2:1, v/v) containing 0.01 % BHT. Lipid weight was determined gravimetrically after evaporation of solvent under nitrogen gas. Diet energy was calculated according to the theoretical energy content of each ingredient used in diet formulation.

### **2.4. Lipid class separation and fatty acid analyses**

Lipid class separation and fatty acid analyses were performed according to the procedure described by Juaneda and Roquelin (1986) and adapted by Geay *et al.* [4]. Phospholipids and neutral lipids of fish tissues were separated from 50 mg of total lipid prepared as described above. Total lipids were dissolved in 200 µL of chloroform and injected into a Chromafix cartridge (Macherey-Nagel, Düren, Germany) connected to a glass syringe. The cartridge was washed with 30 mL of chloroform to elute the neutral lipid fraction, followed by 30 mL of methanol to elute the phospholipids. The weight of lipid fractions was determined gravimetrically after evaporation of solvent under nitrogen gas.

Free fatty acids were extracted after saponification of both lipid classes by incubation at 90 °C for 3 min after addition of 0.5 ml of 2 M KOH/MeOH. Then, 0.5 ml H<sub>2</sub>O, 0.4 mL methanol and 2 mL hexane were added and the mixture centrifuged at 630 g for 10 min. The upper phase was discarded and the fatty acids contained in the lower phase were extracted by the addition of 0.5 ml hydrochloric acid (6 N) and 2 mL hexane. After centrifugation at 630 g for 10 min, the supernatant containing the fatty acids was transferred to a new vial and the solvent evaporated under nitrogen. Fatty acid methyl esters (FAME) were prepared by acid-catalyzed transesterification. One mL of methanol containing 2.5 % hydrochloric acid was added to the dried fatty acid samples and incubated for 3 min at 90 °C. After incubation, 1 mL H<sub>2</sub>O and 2 mL hexane were added, mixed and centrifuged at 630 g for 10 min. The supernatant collected in

a new tube and solvent evaporated under nitrogen. After this, the FAMES were resuspended in 0.5 ml hexane. FAMES were quantified by gas chromatography (Thermo Scientific™ TRACE™ GC 2000; Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, USA) with a 30 m × 0.32 mm ID column. Hydrogen was used as carrier gas, and temperature programming was as follows: 100 to 130 °C at 5 °C min<sup>-1</sup>, 130 to 170 °C at 2 °C min<sup>-1</sup>, 8 min at 170 °C, and then to 200 °C at 2.5 °C min<sup>-1</sup>. Individual FAMES were identified by comparison with known standards (Supelco 37, Sigma- Aldrich, St. Louis, MO, USA).

## **2.5. Total RNA extraction, cDNA preparation and gene expression analyses**

Total RNA from liver and intestine samples were extracted individually using 1 ml of EXTRACT-ALL® reagent (Eurobio, Courtaboeuf, France), following the manufacturer's instructions, analyzed by electrophoresis in a 1.2 % agarose gel to check RNA integrity, and quantified with a NanoDrop 2000 spectrophotometer (Thermo Scientific Waltham, MA, USA). Afterwards, total RNA was treated with RTS DNase™ kit (MO BIO Laboratories, Carlsbad, CA, USA) to avoid gDNA contamination. Three µg of total RNA were reverse-transcribed using iScript cDNA synthesis kit (Bio-Rad Laboratories, Hercules, CA, USA). At the end of the reverse transcription reaction, the cDNA was diluted 20 times and kept at -20°C

Relative expression of *fads2*, *elovl5*, and the housekeeping elongation factor 1 alpha (*ef1α*) and *Actb* genes was investigated by real-time quantitative reverse transcription polymerase chain reaction (RT-PCR) using specific primers designed from *Clarias gariepinus* sequences of *fads2* (GenBank accession no. KU925904), *elovl5* (GenBank accession no. AAT81405), *ef1α* (Gen- Bank accession no. KC513785) and *Actb* (GenBank accession no. EU664997) (Table 3). Since *ef1α* and *Actb* housekeeping genes were not regulated by dietary treatment, they were used as reference genes. Amplification of the cDNA samples was performed in triplicate using the iQ™ SYBR® Green Supermix (Bio-Rad Laboratories, Hercules, CA, USA). Thermal cycling and fluorescence detection were conducted in a StepOnePlus Real-Time PCR System (Applied Biosystems, Foster City, CA, USA) under the following conditions: 10 min of initial denaturation at 95 °C, 40 cycles of 15 s at 95 °C, and 1 min at 60 °C. After each run, amplification of single amplicon was confirmed by analyzing the melt curve, and the PCR products were sequenced. The relative mRNA levels of *fads2* and *elovl5* in each sample were normalized with the geometric mean of *ef1* and *Actb* calculated using the relative standard curve method according Larionov *et al.* [50].

**Table 3** Specific primers used for each gene expression analysis by real-time RT-PCR

Gene	Sens	Primer sequence (5'3')
<i>fads2</i>	Forward	GAGTTGGCGTCCTCAGAGTC
	Reverse	TAAAGACAGGCCCTCCAAGA
<i>elovl5</i>	Forward	AGGCAAGGCGGCTATAATTT
	Reverse	TTTTGCGCATGATGAAGAAG
<i>ef1α</i>	Forward	GGACAAACTGAAGGCAGAGC
	Reverse	CAACACCACCAGCAACAATC
<i>Actb</i>	Forward	CAGGGAAAAGATGACCCAGA
	Reverse	GGCAGGGCATAACCTTCATA

*fads2*: fatty acid desaturase 2; *elovl5*: elongation of very long chain fatty acids-like 5.

## 2.6. Calculations and statistical analyses

The following variables were calculated:

- Feed Intake (FI, g fish<sup>-1</sup> day<sup>-1</sup>) = FC / N × Δt
- Relative Weight Gain (RWG, %W<sub>i</sub>) = 100 × (W<sub>f</sub>-W<sub>i</sub>) / W<sub>i</sub>
- Daily Growth Rate (DGR, g day<sup>-1</sup>) = (W<sub>f</sub>-W<sub>i</sub>) / Δt
- Specific Growth Rate (SGR, % day<sup>-1</sup>) = 100 × [ln (W<sub>f</sub>)-ln (W<sub>i</sub>)] / Δt
- Daily Growth Index (DGI) = 100 × (W<sub>f</sub><sup>1/3</sup>-W<sub>i</sub><sup>1/3</sup>) / Δt

Where FC is total feed consumed, N is number of fish per tank, W<sub>i</sub> and W<sub>f</sub> are the initial and final body mass (g) and Δt is the duration of experiment (days).

- Feed Efficiency (FE) = (FB-IB) / TFI

Where IB and FB are the initial and final biomass per tank (g) and TFI is the total feed intake (g).

- Lipid Efficiency Ratio (LER) = × (W<sub>f</sub>-W<sub>i</sub>)/lipid intake (g)
- Hepatosomatic Index (HSI, %) = 100 × (liver weight (g) × body weight (g)<sup>-1</sup>)
- Intestinosomatic Index (ISI, %) = 100 × (intestine weight (g) × body weight (g)<sup>-1</sup>)
- Survival Rate (SR, %) = 100 × (number of survivors per tank / initial number per tank)

All data were statistically analyzed by one-way analysis of variance (ANOVA). Data were checked for normal distribution by Bartlett, Hartley and Cochran tests; and values in percentages were log-transformed before calculations. Effects with a probability of *P*<0.05

were considered significant. The statistical unit for each parameter analyzed was the tank (n=3). All analyses were done using STATISTICA software version 7.1. Results are presented as mean  $\pm$  Standard Deviation (SD).

### 3. Results

#### 3.1. Survival, growth performance and feed utilization

Survival, growth performance and feed utilization parameters are presented in Table 4. There was no influence of dietary treatment on the survival rate at the end of the experiment. Values were high in all diets and ranged from 97 to 99 %.

Growth rate or feed utilization did not vary between fish fed control FO compared to fish receiving CO, PO or DO diet. Only fish fed the SB diet had a significantly lower ( $P < 0.05$ ) growth performance in terms of FBW, RWG and SGR compared to fish fed control FO or diets containing other vegetable oil sources. These differences were related to lower ( $P < 0.05$ ) feed utilization, and partly to lower FI.

**Table 4** Growth performance, feed utilization, survival rate and morphosomatic parameters of *Clarias gariepinus* fed diets-based different oil sources.

Parameters	FO	CO	PO	DO	SB
IBW(g)	16.16 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>	16.21 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	16.20 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	16.17 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>	16.17 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>
FBW (g)	91.86 $\pm$ 3.12 <sup>a</sup>	93.21 $\pm$ 2.65 <sup>a</sup>	90.74 $\pm$ 3.19 <sup>a</sup>	93.75 $\pm$ 0.72 <sup>a</sup>	84.74 $\pm$ 4.72 <sup>b</sup>
FI (g.fish <sup>-1</sup> .day <sup>-1</sup> )	1.51 $\pm$ 0.02 <sup>ab</sup>	1.51 $\pm$ 0.01 <sup>ab</sup>	1.51 $\pm$ 0.04 <sup>ab</sup>	1.55 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	1.46 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>
RRWG (%W <sub>i</sub> )	468.46 $\pm$ 20.86 <sup>a</sup>	475.03 $\pm$ 15.96 <sup>a</sup>	460.24 $\pm$ 19.00 <sup>a</sup>	479.80 $\pm$ 4.24 <sup>a</sup>	423.85 $\pm$ 27.05 <sup>b</sup>
SGR (% day <sup>-1</sup> )	4.34 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	4.37 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>	4.31 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	4.39 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	4.14 $\pm$ 0.13 <sup>b</sup>
FE	1.20 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	1.22 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	1.22 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	1.22 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	1.14 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>
H	1.93 $\pm$ 0.35 <sup>ab</sup>	1.78 $\pm$ 0.30 <sup>ab</sup>	1.76 $\pm$ 0.53 <sup>ab</sup>	1.39 $\pm$ 0.23 <sup>a</sup>	2.24 $\pm$ 0.52 <sup>b</sup>
SR (%)	96.67 $\pm$ 3.34 <sup>a</sup>	96.67 $\pm$ 0.00 <sup>a</sup>	98.89 $\pm$ 1.92 <sup>a</sup>	97.78 $\pm$ 3.85 <sup>a</sup>	97.78 $\pm$ 1.92 <sup>a</sup>
HSI (%)	1.52 $\pm$ 0.10 <sup>bc</sup>	1.78 $\pm$ 0.13 <sup>a</sup>	1.65 $\pm$ 0.10 <sup>ab</sup>	1.38 $\pm$ 0.08 <sup>c</sup>	1.36 $\pm$ 0.10 <sup>c</sup>
ISI (%)	1.24 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	1.27 $\pm$ 0.11 <sup>ab</sup>	1.48 $\pm$ 0.16 <sup>c</sup>	1.50 $\pm$ 0.11 <sup>c</sup>	1.45 $\pm$ 0.07 <sup>bc</sup>

Initial body weight (IBW, g), Final body weight (FBW, g), Feed intake (FI, g.fish<sup>-1</sup>.day<sup>-1</sup>), Relative Weight gain (RRWG, %W<sub>i</sub>), Specific growth rate (SGR, % day<sup>-1</sup>), Feed efficiency (FE), Heterogeneity (H) = CV<sub>f</sub> / CV<sub>i</sub>, where CV<sub>f</sub> and CV<sub>i</sub> are final and initial coefficient of variation respectively, Survival Rate (SR, %), Hepatosomatic index (HSI, %), Intestinosomatic index (ISI, %); FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. Values are means  $\pm$  SD of triplicate measurements. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ ).



### 3.2. Morphosomatic parameters

The results of somatic indices (Table 4) showed that HSI and ISI were affected by the different dietary treatments. Indeed, the highest HSI values were observed in fish fed CO diet ( $1.78 \pm 0.13$  %), and the lowest value in fish fed diet SB ( $1.36 \pm 0.10$  %). However, there was no significant difference between fish fed CO and PO diets; and between fish fed SB, DO and control diet (FO). Regarding ISI, the highest values were observed in fish fed diet DO ( $1.50 \pm 0.11$  %) and they were significantly different ( $P < 0.05$ ) in fish fed diets CO and control diet ( $1.24 \pm 0.05$  %) which had the lowest value. There was no significant difference ( $P > 0.05$ ) in fish fed control and CO diets

### 3.3. Lipid content

At the end of the feeding trial, total muscle lipid content was not affected by the dietary treatment (Table 5). Mean values for total muscle lipid ranged from  $6.37 \pm 1.39$  % to  $8.04 \pm 1.38$  %. However, the lipid content in fish whole body was significantly ( $P < 0.05$ ) lower in control diet ( $17.76 \pm 1.70$  %) than that of other diets. Regarding lipid efficiency ratio (LER), no marked effect was induced by vegetable oils, except for a significant decrease by shea butter ( $P < 0.05$ ).

**Table 5** Muscle lipid, whole body lipid and lipid efficiency ratio of African catfish fed different experimental diets.

Parameters	FO	CO	PO	DO	SB
<b>Dry matter<sup>1</sup> (DM, %)</b>	$21.89 \pm 1.03^a$	$22.07 \pm 0.85^a$	$21.08 \pm 1.06^a$	$21.34 \pm 0.45^a$	$21.76 \pm 0.30^a$
<b>Muscle lipid<sup>1</sup> (% DM)</b>	$7.77 \pm 1.43^a$	$6.37 \pm 1.39^a$	$8.04 \pm 1.38^a$	$7.05 \pm 0.27^a$	$7.17 \pm 1.36^a$
<b>Dry matter<sup>2</sup> (DM, %)</b>	$27.16 \pm 1.14^\alpha$	$25.76 \pm 2.08^\alpha$	$24.92 \pm 0.50^\alpha$	$26.30 \pm 0.70^\alpha$	$23.86 \pm 0.78^\alpha$
<b>Whole body Lipid<sup>2</sup> (% DM)</b>	$17.76 \pm 1.70^\beta$	$21.19 \pm 0.59^\alpha$	$22.57 \pm 1.36^\alpha$	$21.40 \pm 1.18^\alpha$	$21.40 \pm 0.84^\alpha$
<b>LER<sup>2</sup></b>	$12.01 \pm 0.15^\alpha$	$12.20 \pm 0.31^\alpha$	$12.17 \pm 0.30^\alpha$	$12.21 \pm 0.38^\alpha$	$11.40 \pm 0.33^\beta$

<sup>1</sup>Parameters were measured on muscle.

<sup>2</sup>Parameters were measured on whole body.

<sup>1</sup>Parameters were measured on muscle.

<sup>2</sup>Parameters were measured on whole body.

FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. LER = Lipid efficiency ratio. Data are presented as means  $\pm$  SD of three replicate tanks. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ ).

### 3.4. Fatty acid composition of fish muscle

Fatty acid composition of muscle lipid (Fig 1) generally reflected that of the diet whatever the lipid class as far as fish fed FO were compared to those fed VO. This observation is often not the case when we compared fish fed VO between them. Indeed, total n-6 PUFA were significantly higher ( $P < 0.05$ ) in muscle of fish fed CO or DO diet than that of FO fish in both lipid classes (Fig 1C), reflecting the respective levels in the diets (Table 2). Moreover, values for these FA types were comparable (in phospholipids) or lower (in neutral lipids) in fish fed PO or SB compared to FO fish, as also regarding the initial levels in the diets. For total n-3 PUFA (Fig 1D), higher proportions ( $P < 0.05$ ) were observed in FO fish than in VO fish whatever the lipid class, but values did not differ between fish fed all the tested VO despite the differences observed in the VO diets. Comparing the muscle n3/n6 ratio (Table 6), values reflected that of the diet in both lipid classes as far as fish fed FO were compared to those fed VO. Indeed, n3/n6 ratios in muscle of FO fish were significantly higher ( $p < 0.05$ ) than values of fish fed VO-based diets. Furthermore, the muscle n3/n6 ratio trend was almost similar in those of diets. Indeed, regarding to n3/n6 ratio in diets which were in decreasing order respectively in FO, SB, PO, CO and DO (Table 2), we almost obtained the similar trend in muscle neutral lipid and muscle phospholipid (Table 6). However, in fish fed VO-based diets, there was no significant difference (Table 6) in neutral lipid between SB and PO fish and also CO and DO fish; and in phospholipids there was no significant difference between CO and DO fish. Total muscle SFA contents (Fig 1A) of CO or PO were higher ( $P < 0.05$ ) than that of other fish groups regarding the neutral lipid, but a different trend was observed in the phospholipid class. Whatever the lipid class, total MUFA (Fig 1B) almost reflected the respective diet proportions with the highest values ( $P < 0.05$ ) displayed in PO or SB fish, and values were higher in DO fish than FO ones.

Concerning levels of LC-PUFA precursors in fish muscle, LNA level was significantly higher ( $P < 0.05$ ) in CO or DO fish muscle (Fig 2A) in both lipid classes than in FO fish, reflecting the differences for the same FA precursors in the diets. For fish fed PO or SB, LNA values were lower ( $P < 0.05$ ) than that of FO fish in neutral lipid class, while phospholipid values did not differ. ALA muscle contents (Fig 2B) of FO fish were higher than those of all VO groups in both lipid classes, and values did not differ between fish fed VO diets, except for a slight decrease ( $P < 0.05$ ) in DO fish than those fed diets CO or PO. ARA, EPA and DHA were more accumulated in phospholipids than in neutral lipids. Concerning ARA content (Fig 2C) in fish muscle, values in the phospholipid fraction were significantly higher ( $P < 0.05$ ) in fish fed DO or CO-based diet than those fed FO diet, while no differences were recorded between FO, PO or SB groups. Muscle ARA was 1.4 to 1.6 times higher in fish fed CO or DO diets than in FO

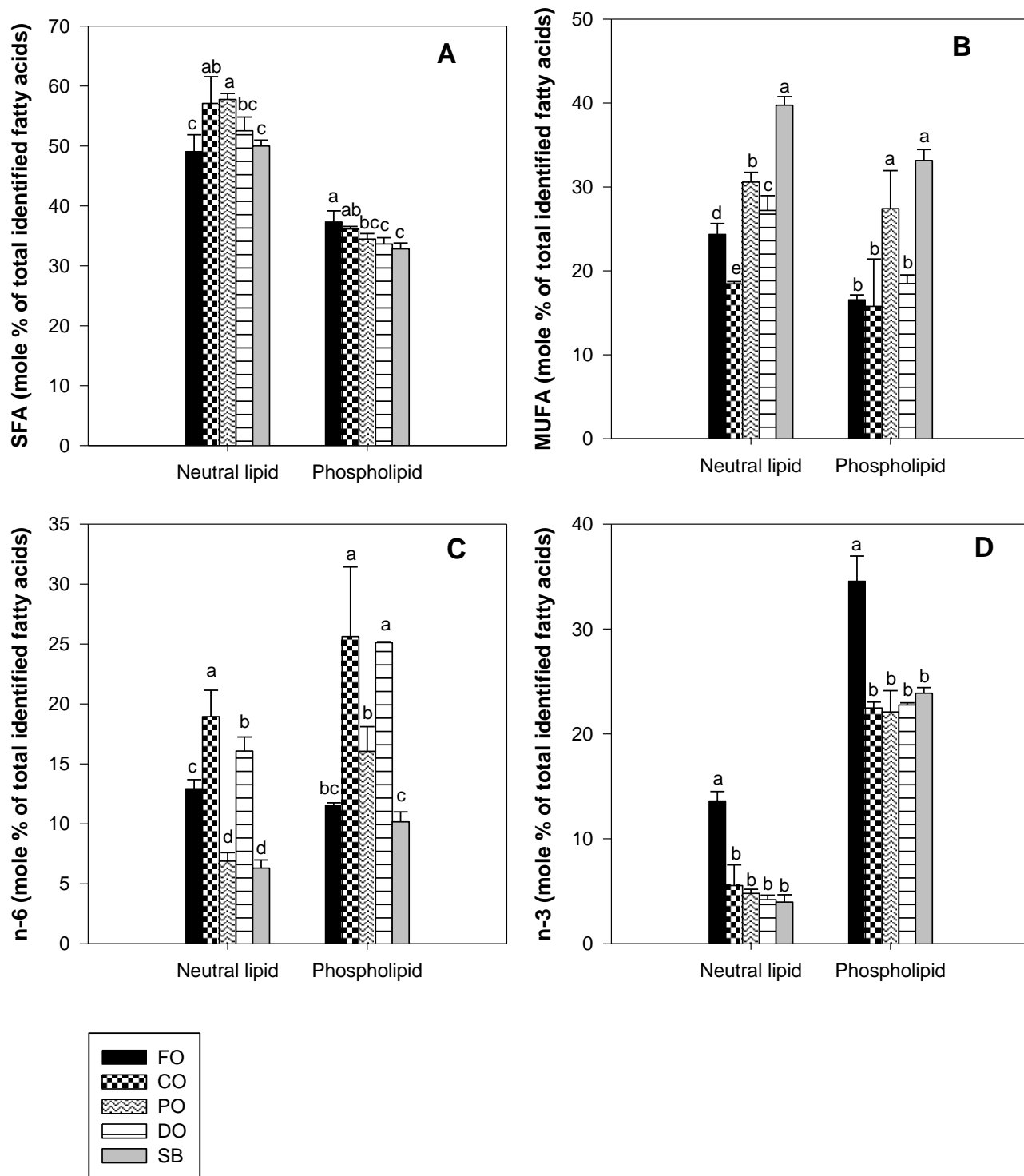
fish. Moreover, phospholipid ARA content in DO fish was significantly higher ( $P < 0.05$ ) than fish fed other VO-based diets, with the lowest value observed in SB fish. In neutral lipids, there was no significant differences between fish fed DO or CO diet compared to FO; while values were significantly lower in fish fed PO or SB than FO or DO fish. Regarding EPA, diets containing VO resulted in significantly lower proportions ( $P < 0.05$ , Fig 2D) in both lipid classes than FO diet. The proportion of EPA was 1.5 to 5 times higher in FO fish than those fed VO based-diets. Among VO-based diets, EPA content in the phospholipid fraction was significantly higher ( $P < 0.05$ ) in fish fed diet SB than those fed other diets. Similarly, to EPA, DHA muscle content (Fig 2E) was significantly lower ( $P < 0.05$ ) in fish fed diets containing VO than those fed FO diet, without any difference between fish fed VO-based diets in both lipid classes. Indeed, DHA values were 1.3 to 2.6 times higher in FO fed fish than those fed VO based-diets.

Fish fed VO displayed a significant ( $P < 0.05$ ) increase of intermediate muscle fatty acid contents (Fig 3), such as 18:3n-6 (Fig 3A), 20:2n-6 (Fig 3B) and 20:3n-6 (Fig 3C) in both lipid classes despite the respective lower proportions in VO diets compared to FO diet. Indeed, 18:3n-6 or 20:2n-6 contents were significantly higher ( $P < 0.05$ ) in fish fed DO or PO diets in both lipid classes compared to FO diet. Moreover, 20:3n-6 content was significantly higher ( $P < 0.05$ ) in fish fed diets PO, DO and diets PO, DO, CO in neutral and phospholipid fractions, respectively. However, intermediate fatty acid contents such as 18:4n-3 (Fig 3D), 20:3n-3 (Fig 3E) or 20:4n-3 (Fig 3F) were significantly lower in fish fed VO diets than in fish fed FO diet in both lipid classes, as in experimental diets.

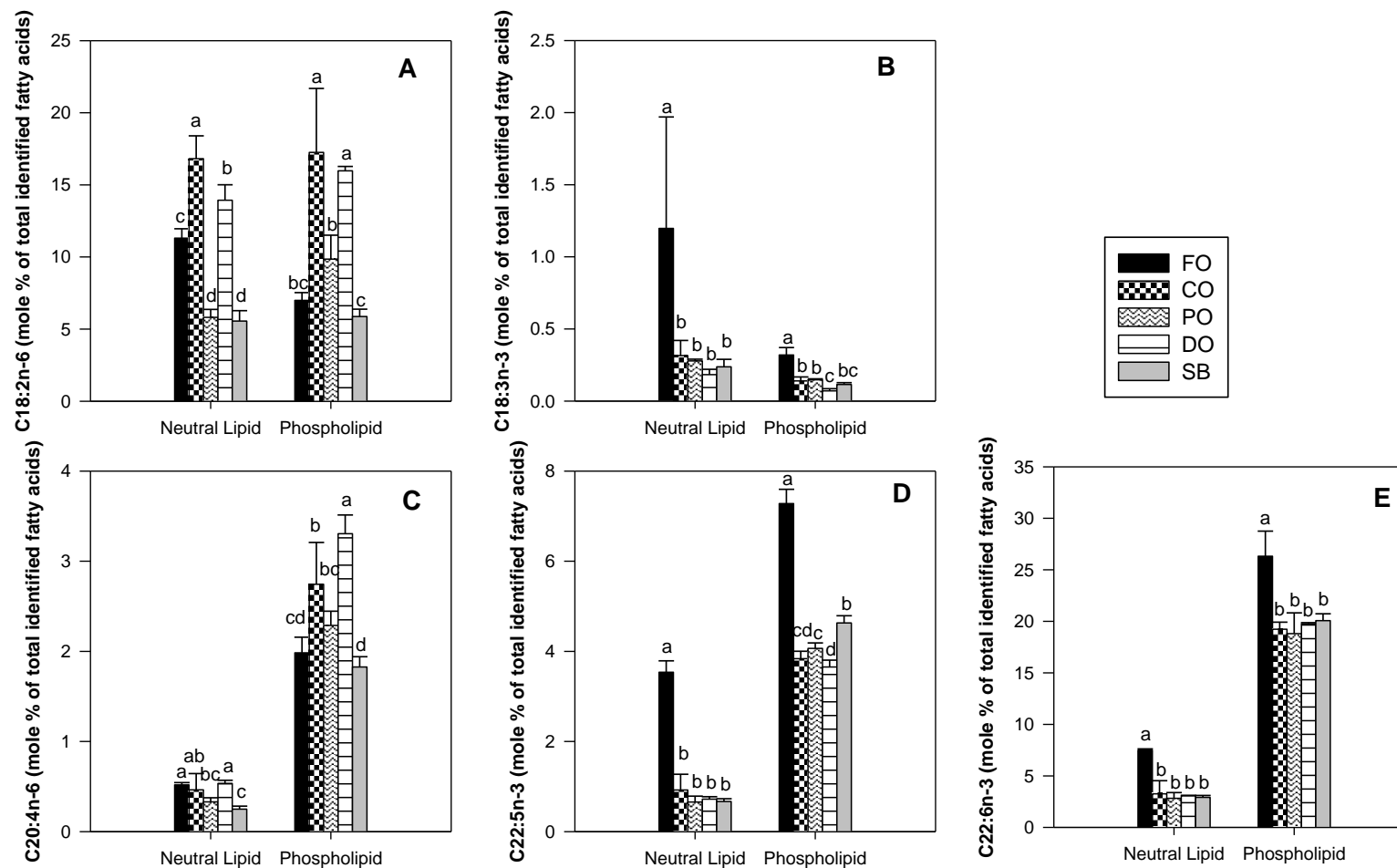
**Table 6** Total n-3 / n-6 fatty acid ratio (mole % of total identified fatty acids) on the muscle of fish fed the different experimental diets

Lipid class	FO	CO	PO	DO	SB
Neutral lipid	1.1 ± 0.0 <sup>a</sup>	0.3 ± 0.1 <sup>c</sup>	0.7 ± 0.0 <sup>b</sup>	0.3 ± 0.0 <sup>c</sup>	0.6 ± 0.2 <sup>b</sup>
phospholipid	3.0 ± 0.2 <sup>a</sup>	0.9 ± 0.3 <sup>d</sup>	1.4 ± 0.1 <sup>c</sup>	0.9 ± 0.0 <sup>d</sup>	2.4 ± 0.2 <sup>b</sup>

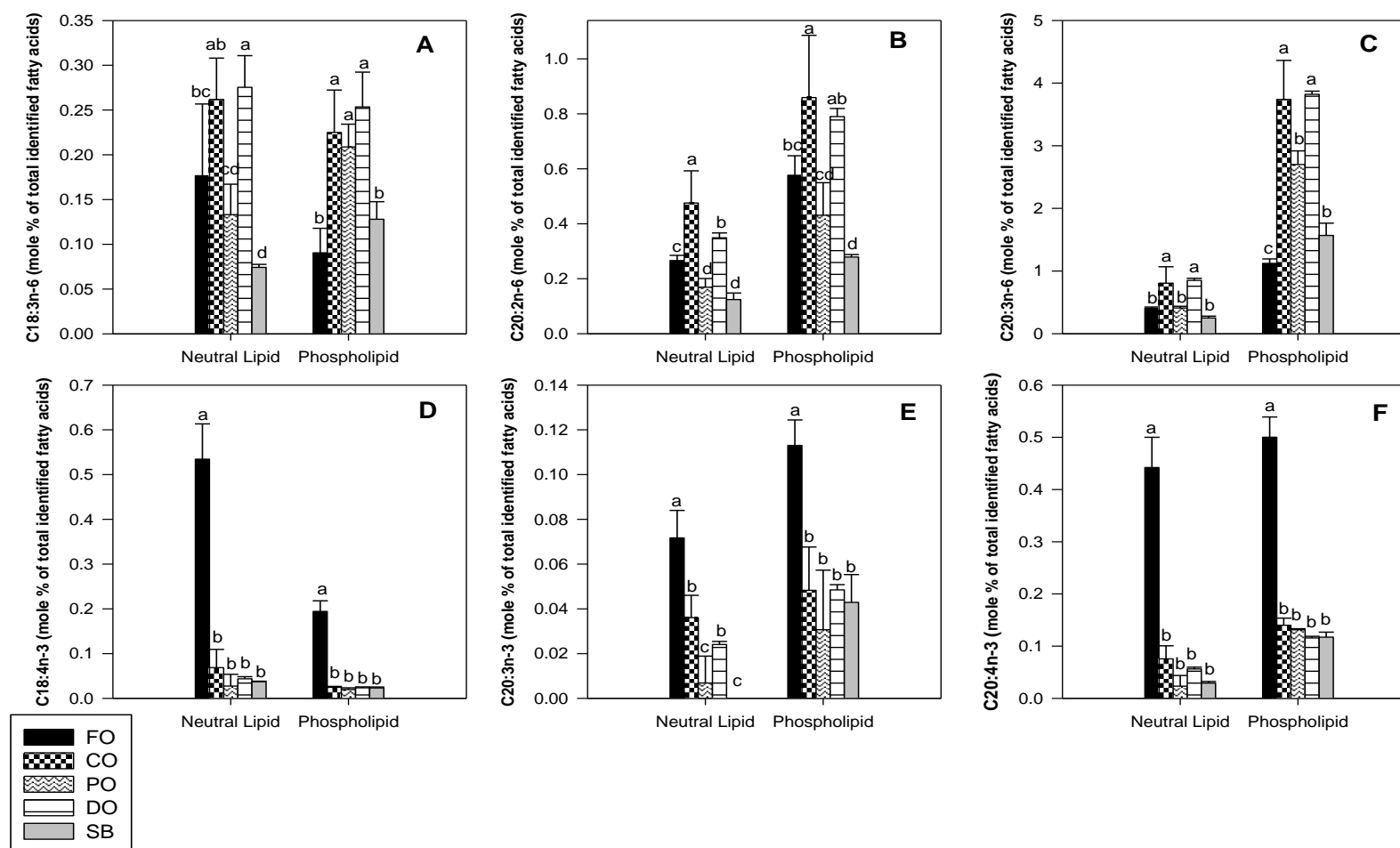
FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. Data are presented as means ± SD of three replicate tanks (3 fish per tank). Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ ).



**Fig 1.** Effects of different experimental diets on the composition of SFA (A), MUFA (B), total of n-6 FA (C) and total of n-3 FA (D) in the muscle of African catfish juveniles. FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. Data are presented as means  $\pm$  SD of three replicate tanks (3 fish per tank) for muscle and three replicate for diet. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ )



**Fig 2.** Effects of different experimental diets on the composition of LNA (A), ALA (B), ARA (C), EPA (D) and DHA (E) in the muscle of African catfish juveniles. FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. Data are presented as means  $\pm$  SD of three replicate tanks (3 fish per tank) for muscle and three replicate for diet. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ )

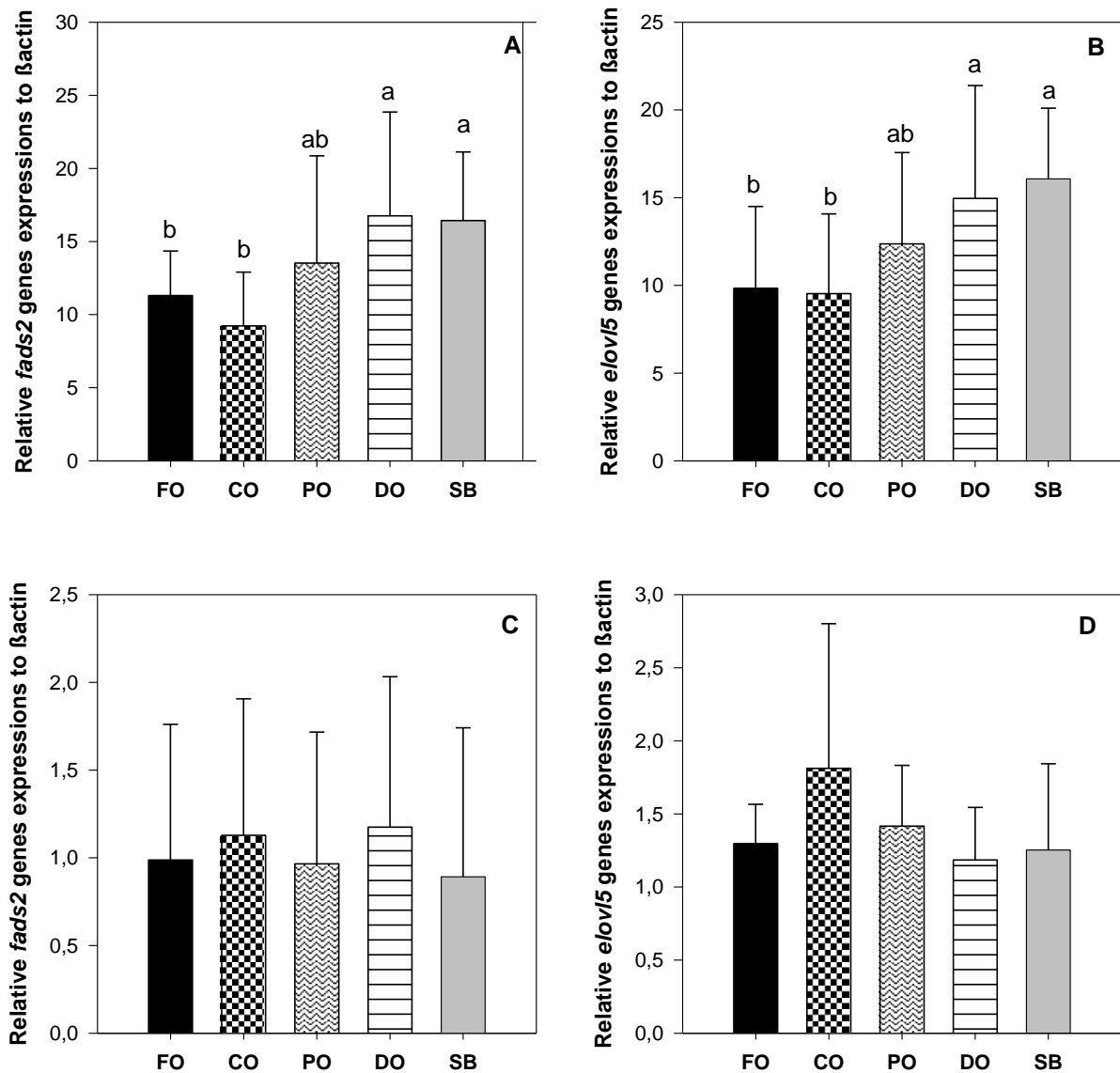


**Fig 3** Effects of different experimental diets on the composition of intermediate FA such as C18:3n-6 (A), 20:2n-6 (B), 20:3n-6 (C), C18:4n-3 (D), 20:3n-3 (E) and 20:4n-3 (F) in the muscle of African catfish juveniles. FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. Data are presented as means  $\pm$  SD of three replicate tanks (3 fish per tank) for muscle and three replicate for diet. Values in the same row with different superscript letters are significantly different ( $P < 0.05$ )

### 3.5. *Fads2* and *elovl5* gene expressions in liver and intestine

The levels of *fads2* and *elovl5* gene expressions in response to dietary treatments were evaluated in liver and intestine tissues. There was a significant effect VO on the expression of these genes in liver (Fig 4A-B) and no effect in intestine (Fig 4C-D). Indeed, in liver, *fads2* (Fig 4A) and *elovl5* (Fig 4B) gene expressions were significantly up-regulated ( $P < 0.05$ ) in fish fed DO and SB diets in comparison to those receiving FO diet. There were no significant differences between fish fed FO diet and fish fed both PO and CO based diets. Among the VO-based diets, only fish fed CO diet showed the lowest level for both *fads2* and *elovl5* gene expressions.

In the intestine, dietary treatments did not influence both *fads2* (Fig 4C) and *elovl5* (Fig 4D) gene expressions (Fig 4C and Fig 4D). Moreover, the expression levels were lower in intestine than in liver, and did not differ between fish fed VO diets.



**Fig 4** Relative *fads2* gene expression in liver (A), intestine (C) and *elovl5* gene expression in liver (B), intestine (D) in fish according to the experimental diets. FO = control diet, containing fish oil as lipid source; CO = diet containing cottonseed oil as lipid source; PO = diet containing palm oil as lipid source; DO = diet containing desert date oil as lipid source and SB = diet containing shea butter as lipid source. Values are expressed as mean  $\pm$  SD of three replicates, each originating from a blend of three tissues. Different letters indicate significant differences ( $P < 0.05$ )

#### 4. Discussion

The present study investigated the effects of a complete FO replacement by different plant oil sources in the diet formulated for African catfish juveniles. When compared to previous studies such as Sourabié et al. [6] in the same fish species, the survival rate was higher in all groups



and not significantly affected by all the tested dietary oil sources. Similarly, high survival rates were reported by Imorou Toko *et al.* [51] in African catfish fed PO-based diets.

Data from the present study showed that some of the selected VOs are good alternatives for totally replacing FO, since survival rate, growth performance and feed utilization parameters were statistically similar among fish fed the different diets, except those fed SB diet. Indeed, the use of CO, PO or DO showed no significant effect on growth related parameters compared to FO diet. The decrease of growth performance in fish fed with diet SB may be due to the dietary SFA composition. Indeed, it is well-known that the digestibility of SFA decreases as the length of the carbon chain increases and, at the same chain length, increases with the degree of unsaturation [52]. SB diet is 3 to 8 fold times richer in stearic acid (18:0) than other VO-based diets (CO, PO and DO) which are richer in palmitic acid (16:0), suggesting a decrease in the SB diet digestibility. African catfish fed VO-based diets in this study displayed better SGR (4.14 to 4.39% day<sup>-1</sup>) than that reported in previous studies such as those of Aderolu *et al.* [36] (1.68 % day<sup>-1</sup> for fish with IBW of 15 g during a 56 days experiment) for fish fed palm oil and Shea butter diets. SGR was similar to that recorded by Imorou Toko *et al.* [53] (4.35 % day<sup>-1</sup>) with blend of fish oil and palm oil diet and Sourabié *et al.* [6] with blend of cottonseed oil and linseed oil diets, with best SGRs 4.83 % day<sup>-1</sup>. In these previous studies, except that of Aderolu *et al.* [36] where fish meal proportion in diets was lower (270 g.kg<sup>-1</sup>) than that of our experiment (450 g.kg<sup>-1</sup>), fish meal proportion was either similar or superior in other studies. Similarly to results obtained in the present study, previous studies in African catfish showed no significant differences [6, 36] or significant better [35] growth performance and FE in fish fed VO comparatively to those fed FO. A significant high growth performances have even been reported in vundu catfish, *Heterobranchus longifilis* fry and other tropical catfish, *Mystus nemurus* fingerlings fed with palm oil, copra oil, peanut oil [33] or palm oil [34] respectively than the fish oil diet (cod liver oil diet). As noted in African catfish, similar growth performance and FE after total substitution of FO by VO were also observed in other fish species such as Atlantic salmon [19, 32, 54], rainbow trout [21, 54–56], Asian sea bass [57], silvery-black porgy [58] and red hybrid tilapia [16], Nile tilapia [16]. In contrast, in European seabass [17, 59], Coho salmon [60], Eurasian perch [4], silver barb [20], black seabream [61] and yellow croaker *Larimichthys crocea* [62], complete replacement of FO with VO showed a significant growth reduction.

The absence of reduced growth performance in fish fed diets CO, PO and DO in this study may be associated with the fact that the induced essential FA production by these diets covered the fatty acid requirements of African catfish, despite that the muscle LC-PUFA contents of fish fed these vegetable diets were lower than that of fish fed FO diet. Indeed,

Hoffman and Prinsloo [63] showed that African catfish needs an n-3/n-6 ratios approximately of 0.11 to 1.8. In the current study, these ratios were close to those of DO, CO and PO diets, which were 0.44, 0.51 and 0.88 respectively. The substantial accumulation of LC-PUFA in muscle of fish fed the diets CO, DO or PO was associated with significant activation of endogenous LC-PUFA biosynthesis in liver tissue to compensate the dietary LC-PUFA deficiency in plant oil-based diets. So, despite the low proportion of ARA in these diets compared to FO diet, we observed a higher or similar ARA content in muscle of fish fed by these VO-based diets comparatively in muscle of those fed FO diet. The bioconversion of LNA into n-6 LC-PUFA such ARA to compensate the deficiency of n-6 LC-PUFA in fish fed a VO-based diet has been previously reported in African catfish [6, 64] and other species such as Atlantic salmon [19] and Tilapia [65].

Adequate ARA level in the diet has been reported to sustain growth in different fish species such as turbot *Scophthalmus maximus* [66], European sea bass [30] and Atlantic salmon [19, 67]. Indeed, Tocher and Glencross [67] showed that Atlantic salmon juveniles fed with a combined dietary inclusion of ARA/EPA of 0.66 grew better than fish fed a diet with low values of 0.11; suggesting more stimulatory effect of ARA on growth process compared to other LC-PUFA such as EPA. The activation of endogenous LC-PUFA biosynthesis to compensate the dietary LC-PUFA deficiency in our study was confirmed by an increase of *fads2* and *elovl5* genes expressions in liver (Fig 4), especially in fish fed DO or SB diet. Therefore, it seemed that the production of ARA in muscle was not only a reflect of the LC-PUFA biosynthesis capacity because the *fads2* and *elovl5* gene expression levels in liver were comparable between SB and DO fish, but DO fish displayed a higher ARA muscle content than SB fish. By elsewhere, growth rate seemed not only associated to a higher ARA level because the muscle ARA content was comparable between SB and FO despite the difference in their growth rate or LC-PUFA biosynthesis capacity. Then, the similar growth performance observed in the current study between fish fed FO and the three vegetable oils may be also explained through the proportions of diets overall n-3 and n-6 LC-PUFA as stated above and/or diets ALA/LNA proportions. Previous studies showed that common carp and some warm water fish species (yellow catfish *Pelteobagrus fulvidraco*, Malaysian mahseer *Tor tambroides*) are more inclined to require greater amounts of n-6 fatty acids compared to n-3 ones for maximal growth [68–70]. Indeed, in yellow catfish [69] a significantly better growth performance was observed in fish fed lower n-3/n-6 (1.48 and 2.45) such as ALA/LNA (1.17 and 2.12) compared to fish fed other diets with higher ratios (4.53 to 14.56), such as ALA/LNA ratio of 4.18 to 14.64. Similarly, better growth performance was obtained in Malaysian mahseer [70] fed diets with lower n-3/n-6 ratio (less than or equal to 0.3) than in fish fed diets with more higher values. These results corroborate those of the present study, where diets DO, CO, PO and SB, with respectively n-

3/n-6 ratios to 0.44, 0.51, 0.88 and 2.27, induced similar growth parameters as FO diet, while lower values were observed for fish fed SB diet. Such association may suggest that African catfish require greater amounts of vegetable n-6 FA compared to n-3 FA for its maximal growth. High dietary levels of n-3 PUFA have been reported to depress the growth of African catfish [33, 35].

The significantly higher HSI in fish fed CO and PO diets in comparison with those of fish fed control diet and other VO-based diets may indicate a FA accumulation in the fish liver due to the imbalance in the FA composition supplied by VO [4]. Indeed, the liver is the primary site for lipid metabolism and is strongly modulated by dietary lipid composition [71]. Previous studies in sharpsnout seabream, *Diplodus puntazzo* [72] and in Eurasian perch [4, 73] also showed that an increase of HSI was associated with increased lipid deposition as a consequence of diets rich in plant oil. However, no such differences of HSI were reported by Mourente *et al.* [74] between European sea bass fed FO-based diets and those fed a mixture of VO fish. The significant increase of ISI in fish fed VO-based diets may be explained by a low activity of intestinal digestive enzymes, particularly membrane lipases of the intestine compared to fish fed control diet. The higher whole body lipid proportion (Table 5) in fish fed VO-based diets compared to those fed the control diet corroborates this assertion. An analysis of the activity of intestinal digestive enzymes would confirm this hypothesis.

The total muscle lipid content did not vary in response to the total replacement of FO by different VO in the diets of African catfish. This result is in agreement with several studies in African catfish [6, 35] and other fish species [4, 60]. This could be due to the fact that contrary to liver which is the primary site of lipid metabolism and it is strongly modulated by dietary lipid composition, muscle and other tissues are lesser affected by dietary lipid [4, 71].

SFA content assayed in muscle reflected that found in experimental diets suggesting selective retention to meet energy demands of the fish. It has been reported that SFA is preferentially conserved or oxidized depending on dietary levels so that these fatty acids were incorporated into muscle lipids within narrowly defined physiological levels [70]. Previous studies have also reported similar observations for ALA and LNA in muscle or/and liver in African catfish and other fish species [6, 35, 69, 70]. In the present study, LNA proportions in muscle from FO or VO fish reflected those of the diets, while muscle ALA content was relative to FO diet not to differences in VO diets that showed relatively higher ALA in SB diet compared to other VO diets (Table 2). The difference observed between the valorization of Fish and vegetable ALA may indicate lower retention of vegetable ALA retention by African catfish. The storage of ALA and LNA in muscle of fish fed VO has been reported in other studies on African catfish [6, 35] or other fish species such as common carp [75], European sea bass [30], Atlantic salmon [54]

and silver barb [20]. Indeed, the use of VO such as corn oil (rich in LNA), linseed oil (rich in ALA), camelina oil (rich in ALA) and canola (rich in LNA) has resulted in a high value of these FA in fish muscle comparatively to FO diet fish. In our study, despite the relatively lack of differences in muscle ALA contents between VO fish groups, we noticed significantly higher muscle EPA contents in phospholipid fraction of fish fed SB diet compared to fish fed other VO-based diets suggesting a possible bioconversion of ALA into EPA. Increasing muscle EPA levels in fish fed SB can be due to the ALA concentration or ALA/LNA ratio in SB diet which was higher than in other VO-based diets. In the present study, the large muscle amounts of intermediate FA products (such as 20:2n-6 and 20:3n-6) also support the hypothesis that African catfish has high ability to elongate and desaturate vegetable LNA and ALA into n-3 or n-6 LC-PUFA.

As previously reported in African catfish [6, 64], the expression of *fads2* and *elovl5* was higher in liver than in intestine in the current study. Such observation was also observed in other fish species such as rainbow trout [76], Atlantic cod [77], Eurasian perch [4] and silver barb [20]. Moreover, the relative gene expressions of *elovl5* and *fads2* in liver were significantly higher in fish DO or SB-based diets compared those fed FO diet. The results of *fads2* and *elovl5* gene expressions in liver combined with the results of muscle LC-PUFA contents confirmed an effective LC-PUFA biosynthesis capacity in African catfish induced by the tested vegetable oils. Some previous studies also showed an increase of *fads2* and *elovl5* gene expression and activity of the corresponding enzymes in fish fed olive oil, rapeseed oil, palm oil, linseed oil, perilla oil, soybean oil, ricebran oil, canola oil when compared to fish fed FO in rainbow trout [78] Atlantic salmon [79], European sea bass [30, 61], spotted scat, *Scatophagus argus* [26, 80], striped snakehead [25], Asian sea bass [57], red hybrid tilapia [16], silver barb [20] and Japanese flounder [27]. This could be explained by the fact that the biosynthesis pathway may be stimulated by an increased concentration of C<sub>18</sub> PUFA substrate or that the low dietary LC-PUFA could increase the bioconversion activity pathway as a result of decreased product inhibition [1, 2]. Indeed, fish need to maintain high and balanced LC-PUFA levels in cell membranes [2], and thus the presence of C<sub>18</sub> PUFA in the absence of LC-PUFA may stimulate the production of LC-PUFA in order to preserve the stability of cellular membranes. In the present study, DO or SB diets induced higher expression levels of *fads2* and *elovl5* genes in liver, and this was associated to high muscle ARA levels and good growth rate for fish fed DO not SB. So, DO would be the best alternative VO for replacing FO in African catfish diet. Moreover, besides its good nutritional value for fish, the use of DO in African catfish diet would be also benefits for human nutrition and health because the muscle n-3/n-6 ratio of DO fish in neutral and phospholipid class (0.9) was close de 1. Indeed, according to different authors, human have been evolutionary adapted to a diet with a n-3/n-6 ratio close to 1 [81–83]. A

report of Simopolous also showed that n-3/n-6 ratio close to 1 allows fighting against chronic diseases [82] and avoiding obesity [81]. To our knowledge, this is the first study in which DO was tested as valuable alternative to FO in fish nutrition.

## **5. Conclusions**

In summary, the results demonstrated that it is possible to completely replace FO with alternative vegetable lipid sources such as PO, CO and DO in diets of African catfish juveniles without affecting fish growth and feed utilization while replacement by SB significantly reduced these endpoints. Higher muscle ARA content and *fads2* and *elovl5* gene expressions in liver of fish fed DO diet rich in LNA compared to fish fed FO confirmed that African catfish has high biosynthesis capacity to convert vegetable n-6 PUFA precursors in n-6 LC-PUFA. But its bioconversion capacity seemed relatively low in the case of vegetable n-3 PUFA precursors since SB diet relatively rich in ALA induced lower muscle EPA and DHA contents than FO diet.

All together, the results indicate that DO can be recommended as the best alternative to fish oil replacement and may promote sustainable aquaculture production, and contribute to human food security in developing countries where such oil is available for low-income fish farmers.

## **Acknowledgments**

The authors are grateful to ARES-CCD (Académie de Recherche et d'Enseignement Supérieur – Commission de Coopération au Développement- Fédération Wallonie Bruxelles) and DGD (General Directorate for Development, Ministry of Cooperation and Development, Federal Government of Belgium) for supporting this study as a part of the Concerted Initiative Project (Inter-university program: “Projet PIC Aquaculture ULg/UPB Burkina Faso” between the University of Namur, Belgium, the University of Liege, Belgium and the University Nazi Boni of Bobo-Dioulasso, Burkina Faso).

## References

1. Tocher DR (2015) Omega-3 long-chain polyunsaturated fatty acids and aquaculture in perspective. *Aquaculture* 449:94–107 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2015.01.010.
2. Tocher DR (2003) Metabolism and Functions of Lipids and Fatty Acids in Teleost Fish. *Rev Fish Sci* 11:107–184
3. Henrotte E, Overton JL, Kestemont P (2008) Effects of dietary n-3 and n-6 fatty acids levels on egg and larval quality of Eurasian perch. *Cybum* 32:271–272.
4. Geay F, Wenon D, Mellery J, et al (2015) Dietary Linseed Oil Reduces Growth while Differentially Impacting LC-PUFA Synthesis and Accretion into Tissues in Eurasian Perch (*Perca fluviatilis*). *Lipids* 50:1219–1232 . doi: 10.1007/s11745-015-4079-8.
5. Geay F, Mellery J, Tinti E, et al (2015) Effects of dietary linseed oil on innate immune system of Eurasian perch and disease resistance after exposure to *Aeromonas salmonicida achromogen*. *Fish Shellfish Immunol J* 47:782–796 . doi: 10.1016/j.fsi.2015.10.021.
6. Sourabié A, Mandiki SNM, Geay F, et al (2018) Fish proteins not lipids are the major nutrients limiting the use of vegetable ingredients in catfish nutrition. *Aquac Nutr* 24:1–13 . doi: 10.1111/anu.12676.
7. Tacon AGJ, Metian M (2008) Global overview on the use of fish meal and fish oil in industrially compounded aquafeeds: Trends and future prospects. *Aquaculture* 285:146–158 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2008.08.015.
8. Hall GM (2011) *Fish Processing – Sustainability and New Opportunities*. 296 p.
9. FAO (2012) *la situation mondiale des pêches et de l' aquaculture 2012*. Rome, 241 p.
10. FAO (2014) *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture*. Rome, 255 p.
11. FAO (2016) *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2016. Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous*. Rome, 224 p.
12. SEAFISH (2016) *Fishmeal and fish oil facts and figures*. 33 p.
13. Lundebye AK, Berntssen MHG, Lie Ø, et al (2004) Dietary uptake of dioxins ( PCDD / PCDFs ) and dioxin-like PCBs in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquac Nutr* 10:199–207.
14. Turchini M, Ng W, Tocher DR (2010) *Fish Oil Replacement and Alternative Lipid Sources in Aquaculture Feeds*. 551 p.
15. NRC (1993) *Nutrient Requirements of Fish*. Washington, D.C. 124 p.
16. Teoh C, Ng W (2016) The implications of substituting dietary fish oil with vegetable oils on the growth performance, fillet fatty acid profile and modulation of the fatty acid elongase, desaturase and oxidation activities of red hybrid tilapia, *Oreochromis sp.* *Aquaculture* 465:311–322 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2016.09.023.

17. Yilmaz AH, Corraze G, Panserat S, Tufan O (2016) Effects of alternate feeding with different lipid sources on fatty acid composition and bioconversion in European sea bass ( *Dicentrarchus labrax* ). 464:28–36 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2016.06.013.
18. Bell JG, Henderson RJ, Tocher DR, et al (2002) Substituting fish oil with crude palm oil in the diet of Atlantic salmon ( *Salmo salar* ) affects muscle fatty acid composition and hepatic fatty acid metabolism. J. J Nutr 132:222–230.
19. Hixson SM, Parrish CC, Xue X, et al (2017) Growth performance , tissue composition , and gene expression responses in Atlantic salmon ( *Salmo salar* ) fed varying levels of different lipid sources. Aquaculture 467:76–88 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2016.04.011.
20. Nayak M, Saha A, Pradhan A, et al (2017) Dietary fish oil replacement by linseed oil : Effect on growth , nutrient utilization , tissue fatty acid composition and desaturase gene expression in silver barb ( *Puntius gonionotus* ) fingerlings. Comp Biochem Physiol Part B 205:1–12 . doi: 10.1016/j.cbpb.2016.11.009.
21. Yildiz M, Eroldogan TO, Ofori-Mensah S, et al (2018) The effects of fish oil replacement by vegetable oils on growth performance and fatty acid profile of rainbow trout: Re-feeding with fish oil finishing diet improved the fatty acid composition. Aquaculture 488:123–133 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2017.12.030.
22. Tocher DR, Bell JG, Macglaughlin P, et al (2001) Hepatocyte fatty acid desaturation and polyunsaturated fatty acid composition of liver in salmonids : effects of dietary vegetable oil. Comp Biochem Physiol Part B 130:257–270.
23. Zheng X, Torstensen BE, Tocher DR, et al (2005) Environmental and dietary influences on highly unsaturated fatty acid biosynthesis and expression of fatty acyl desaturase and elongase genes in liver of Atlantic salmon ( *Salmo salar* ). Biochim Biophys Acta 1734:13–24 . doi: 10.1016/j.bbalip.2005.01.006.
24. Fonseca-Madrigal J, Karalazos V, Campbell PJ, et al (2005) Influence of dietary palm oil on growth , tissue fatty acid compositions , and fatty acid metabolism in liver and intestine in rainbow trout ( *Oncorhynchus mykiss* ). Aquac Nutr 11:241–250.
25. Kuah M, Jaya-ram A, Shu-chien AC (2015) The capacity for long-chain polyunsaturated fatty acid synthesis in a carnivorous vertebrate: Functional characterisation and nutritional regulation of a Fads2 fatty acyl desaturase with  $\Delta 4$  activity and an Elovl5 elongase in striped snakehead ( *Channa striata* ). BBA - Mol Cell Biol Lipids 1851:248–260 . doi: 10.1016/j.bbalip.2014.12.012.
26. Xie D, Chen F, Lin S, et al (2016) Long-chain polyunsaturated fatty acid biosynthesis in the euryhaline herbivorous teleost *Scatophagus argus*: Functional characterization, tissue expression and nutritional regulation of two fatty acyl elongases. Comp Biochem Physiol Part - B Biochem Mol Biol 198:37–45 . doi: 10.1016/j.cbpb.2016.03.009.
27. Kabeya N, Chiba M, Haga Y, et al (2017) Cloning and functional characterization of

- fads2 desaturase and elovl5 elongase from Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. Comp Biochem Physiol Part B 214:36–46 . doi: 10.1016/j.cbpb.2017.09.002.
28. Nayak M, Pradhan A, Giri SS, et al (2018) Molecular characterization, tissue distribution and differential nutritional regulation of putative Elovl5 elongase in silver barb (*Puntius gonionotus*). Comp Biochem Physiol Part - B Biochem Mol Biol 217:27–39 . doi: 10.1016/j.cbpb.2017.12.004.
  29. Zheng X, Leaver MJ, Tocher DR (2009) Long-chain polyunsaturated fatty acid synthesis in fish: Comparative analysis of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) and Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) Δ6 fatty acyl desaturase gene promoters. Comp Biochem Physiol Part B 154:255–263 . doi: 10.1016/j.cbpb.2009.06.010.
  30. Geay F, Culi ESI, Corporeau C, et al (2010) Regulation of FADS2 expression and activity in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.) fed a vegetable diet. Comp Biochem Physiol Part B 156:237–243 . doi: 10.1016/j.cbpb.2010.03.008.
  31. Navarro-guillén C, Engrola S, Castanheira F, et al (2014) Effect of varying dietary levels of LC-PUFA and vegetable oil sources on performance and fatty acids of Senegalese sole post larvae: Puzzling results suggest complete biosynthesis pathway from C18 PUFA to DHA. Comp Biochem Physiol Part B 167:51–58 . doi: 10.1016/j.cbpb.2013.10.001.
  32. Hixson SM, Parrish CC, Anderson DM (2014) Use of camelina oil to replace fish oil in diets for farmed salmonids and Atlantic cod. Aquaculture 431:44–52 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2014.04.042.
  33. Legendre M, Nanthawat K, Corraze G, Bergot P (1995) Larval rearing of an African catfish *Heterobranchus longifilis* (Teleostei, Clariidae): effect of dietary lipids on growth, survival and fatty acid composition of fry. Aquat Living Resour 8:355–363.
  34. Ng W, Tee M, Boey P (2000) Evaluation of crude palm oil and refined palm olein as dietary lipids in pelleted feeds for a tropical bagrid catfish *Mystus nemurus* (Cuvier & Valenciennes). Aquac Res 31:337–347.
  35. Ng W, Lim P, Boey P (2003) Dietary lipid and palm oil source affects growth , fatty acid composition and muscle α-tocopherol concentration of African catfish , *Clarias gariepinus*. Aquaculture 215:229–243.
  36. Aderolu A.Z. Bello R. AOO and SRO (2011) Utilization of Two Dietary Plant Oil Sources On Growth, Haematology, Histometry and Carcass Analysis Of Juvenile *Clarias gariepinus*. Prod Agric Technol 7:117–130.
  37. Ochang SN, Fagbenro OA, Adebayo OT (2007) Influence of Dietary Palm Oil on Growth Response , Carcass Composition , Haematology and Organoleptic Properties of Juvenile Nile Tilapia , *Oreochromis niloticus*. Pakistan J Nutr 6:424–429.
  38. Ouédraogo BS (2014) Analyse de l'offre des produits et sous-produits agricoles utilisés



- pour la fabrication d'aliments destinés au poisson-chat africain, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Mémoire Master, Univ Nazi Boni (Burkina Faso) 54 p.
39. Arbonnier M (2009) Arbres, arbustes et lianes des zones sèches d'Afrique de l'Ouest. Editions Quae, MNHN (3ème édition). 576 p.
  40. Kandji NA (2001) Etude de la composition chimique et de la qualité d'huiles végétales artisanales consommées au Sénégal. Thèse Dr Univ Cheick Anta Diop 72p.
  41. Sauvant D, Perez J-M, Tran G (2002) Tables de composition et de valeur nutritive des matières premières destinées aux animaux d'élevage: porcs, volailles, bovins, ovins, caprins, lapins, chevaux, poissons. INRA 304 p.
  42. Elhardallou SB, Elawad AM, Khairi NA, et al (2014) A Review on Omega-3 and Omega-6 Essential Fatty Acids: Uses, Benefits and their Availability in Pumpkins (*Cucurbita maxima*) Seed and Desert Dates (*Balanites aegyptiaca*) Seed Kernel Oils. Pakistan J Biol Sci 17:1195–1208.
  43. Tyagi AK (2002) Influence of water soaking of mustard cake on glucosinolate hydrolysis. pp 215–219.
  44. Nyina-Wamwiza L, Wathelet B, Richir J, et al (2010) Partial or total replacement of fish meal by local agricultural by-products in diets of juvenile African catfish (*Clarias gariepinus*): growth performance, feed efficiency and digestibility. Aquac Nutr 16:237–247 . doi: 10.1111/j.1365-2095.2009.00658.x.
  45. Hogendoorn H, Jansen JAJ, Koops WJ, et al (1983) Growth and production of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.): II. Effects of body weight, temperature and feeding level in intensive tank culture. Aquaculture 34:265–285.
  46. Degani G, Ben-Zvi Y, Levanon D (1989) The effect of different protein levels and temperatures on feed utilization, growth and body composition of *Clarias gariepinus* (Burchell 1822). Aquaculture 76:293–301.
  47. Akinwale AO, Faturoti EO (2007) Biological performance of African Catfish ( *Clarias gariepinus* ) cultured in recirculating system in Ibadan. Aquac Eng 36:18–23 . doi: 10.1016/j.aquaeng.2006.05.001.
  48. Aoac I (1990) Official Methods of Analysis (Volume 1), Fifteenth. Association of Official Analytical Chemists, 646 p.
  49. Folch J, Lees M, Sloane Stanley GH (1957) A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. J biol Chem 226:497–509.
  50. Larionov A, Krause A, Miller W (2005) A standard curve based method for relative real time PCR data processing. BMC Bioinformatics 6:62.
  51. Imorou Toko I, Fiogbe ED, Kestemont P (2008) Growth, feed efficiency and body mineral composition of juvenile vundu catfish (*Heterobranchus longifilis*, Valenciennes 1840) in relation to various dietary levels of soybean or cottonseed meals. Aquac Nutr

- 14:193–203 . doi: 10.1111/j.1365-2095.2007.00518.x.
52. Guillaume J, Kaushik S, Bergot P (1999) Nutrition et alimentation des poissons et crustacés, R. Métaill. ed, INRA, Ifremer, INRA, Ifremer, 489 p.
  53. Imorou Toko I, Fiogbe ED, Kestemont P (2008) Mineral status of African catfish (*Clarias gariepinus*) fed diets containing graded levels of soybean or cottonseed meals. *Aquaculture* 275:298–305 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.11.038.
  54. Hixson SM, Parrish CC, Anderson DM (2014) Full substitution of fish oil with camelina (*Camelina sativa*) oil, with partial substitution of fish meal with camelina meal, in diets for farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*) and its effect on tissue lipids and sensory quality. *Food Chem* 157:51–61 . doi: 10.1016/j.foodchem.2014.02.026.
  55. Bell JG, McEvoy J, Tocher DR, et al (2001) Replacement of Fish Oil with Rapeseed Oil in Diets of Atlantic salmon (*Salmo salar*) Affects Tissue Lipid Compositions and Hepatocyte Fatty Acid Metabolism. *J Nutr* 131:1535–1543 . doi: 10.1093/jn/131.5.1535.
  56. Shahrooz R, Agh N, Jafari N, et al (2018) Effects of Fish Oil Replacement with Vegetable Oils in Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) Fingerlings Diet on Growth Performance and Foregut Histology. *Turkish J Fish Aquat Sci* 18:825–832 . doi: 10.4194/1303-2712-v18.
  57. Glencross B, Blyth D, Irvin S, et al (2016) An evaluation of the complete replacement of both fishmeal and fish oil in diets for juvenile Asian seabass, *Lates calcarifer*. *Aquaculture* 451:298–309 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2017.05.003.
  58. Mozanzadeh MT, Agh N, Yavari V, et al (2016) Partial or total replacement of dietary fish oil with alternative lipid sources in silvery-black porgy (*Sparidentex hasta*). *Aquaculture* 451:232–240 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2015.09.022.
  59. Geay F, Ferrarresso S, Zambonino-Infante JL, et al (2011) Effects of the total replacement of fish-based diet with plant-based diet on the hepatic transcriptome of two European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) half-sibfamilies showing different growth rates with the plant-based diet. *BMC Genomics* 12:522 . doi: 10.1186/1471-2164-12-522.
  60. Twibell RG, Gannam AL, Hyde NM, et al (2012) Effects of fish meal- and fish oil-free diets on growth responses and fatty acid composition of juvenile coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*). *Aquaculture* 360–361:69–77 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2012.07.019.
  61. Jin M, Yuan Y, Lu Y, et al (2017) Regulation of growth, tissue fatty acid composition, biochemical parameters and lipid related genes expression by different dietary lipid sources in juvenile black seabream, *Acanthopagrus schlegelii*. *Aquaculture* 479:25–37 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2017.05.017.
  62. Mu H, Shen H, Liu J, et al (2018) High level of dietary soybean oil depresses the growth

- and anti-oxidative capacity and induces inflammatory response in large yellow croaker *Larimichthys crocea*. Fish Shellfish Immunol 77:465–473 . doi: 10.1016/j.fsi.2018.04.017.
63. Hoffman LC, Prinsloo JF (1995) The influence of different Dietary lipids on the growth and body composition of the African sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell). S Afr J Sci 91:315–320.
  64. Oboh A, Betancor MB, Tocher DR, Monroig O (2016) Biosynthesis of long-chain polyunsaturated fatty acids in the African catfish *Clarias gariepinus*: Molecular cloning and functional characterisation of fatty acyl desaturase (*fads2*) and elongase (*elovl2*) cDNAs7. Aquaculture 462:70–79 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2016.05.018.
  65. Teoh CY, Turchini GM, Ng WK (2011) Erratum to “Genetically improved farmed Nile tilapia and red hybrid tilapia showed differences in fatty acid metabolism when fed diets with added fish oil or a vegetable oil blend.” Aquaculture 316:144–154 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2011.03.021.
  66. Castell JD, Bell JG, Tocher DR, Sargent JR (1994) Effects of purified diets containing different combinations of arachidonic and docosahexaenoic acid on survival, growth and fatty acid composition of juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). Aquaculture 128:315–333 . doi: 10.1016/0044-8486(94)90320-4.
  67. Tocher DR, Glencross BD (2015) Lipids and fatty acids. Diet Nutr Addit fish Heal 47–94
  68. NRC (2011) Nutrient requirements of fish and shrimp. Washington, DC Natl Acad Press 392 p.
  69. Tan X ying, Luo Z, Xie P, Liu X jiang (2009) Effect of dietary linolenic acid/linoleic acid ratio on growth performance, hepatic fatty acid profiles and intermediary metabolism of juvenile yellow catfish *Pelteobagrus fulvidraco*. Aquaculture 296:96–101 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2009.08.001.
  70. Ng WK, Andin VC (2011) The Malaysian mahseer, *Tor tambroides* (Bleeker), requires low dietary lipid levels with a preference for lipid sources with high omega-6 and low omega-3 polyunsaturated fatty acids. Aquaculture 322–323:82–90 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2011.09.021.
  71. Schulz C, Huber M, Ogunji J, Rennert B (2005) Effects of varying dietary protein to lipid ratios on growth performance and body composition of juvenile pike perch (*Sander lucioperca*). Aquac Nutr 11:403–413 . doi: 10.1111/j.1365-2095.2007.00516.x.
  72. Piedecausa MA, Mazón MJ, García García B, Hernández MD (2007) Effects of total replacement of fish oil by vegetable oils in the diets of sharpsnout seabream (*Diplodus puntazzo*). Aquaculture 263:211–219 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2006.09.039.
  73. Blanchard G, Makombu JG, Kestemont P (2008) Influence of different dietary 18:3n-3/18:2n-6 ratio on growth performance, fatty acid composition and hepatic ultrastructure

- in Eurasian perch, *Perca fluviatilis*. *Aquaculture* 284:144–150 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2008.07.011.
74. Mourente G, Dick JR, Bell JG, Tocher DR (2005) Effect of partial substitution of dietary fish oil by vegetable oils on desaturation and  $\beta$ -oxidation of [1-<sup>14</sup>C]18:3n-3 (LNA) and [1-<sup>14</sup>C]20:5n-3 (EPA) in hepatocytes and enterocytes of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Aquaculture* 248:173–186 . doi: 10.1016/j.aquaculture.2005.04.023.
  75. Ren H tao, Yu J hua, Xu P, Tang Y kai (2012) Influence of dietary fatty acids on muscle fatty acid composition and expression levels of  $\delta 6$  desaturase-like and Elovl5-like elongase in common carp (*Cyprinus carpio* var. *Jian*). *Comp Biochem Physiol - B Biochem Mol Biol* 163:184–192 . doi: 10.1016/j.cbpb.2012.05.016.
  76. Seilliez I, Panserat S, Kaushik S, Bergot P (2001) Cloning, tissue distribution and nutritional regulation of a  $\Delta 6$ -desaturase-like enzyme in rainbow trout. *Comp Biochem Physiol - B Biochem Mol Biol* 130:83–93 . doi: 10.1016/S1096-4959(01)00410-9.
  77. Tocher DR, Zheng X, Schlechtriem C, et al (2006) Highly unsaturated fatty acid synthesis in marine fish: Cloning, functional characterization, and nutritional regulation of fatty acyl  $\Delta 6$  desaturase of atlantic cod (*Gadus morhua* L.). *Lipids* 41:1003–1016 . doi: 10.1007/s11745-006-5051-4.
  78. Buzzi M, Henderson RJ, Sargent JR (1996) The desaturation and elongation of linolenic acid and eicosapentaenoic acid by hepatocytes and liver microsomes from rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing fish oil or olive oil. *Biochim Biophys Acta - Lipids Lipid Metab* 1299:235–244 . doi: 10.1016/0005-2760(95)00211-1.
  79. Zheng X, Tocher DR, Dickson CA, et al (2005) Highly Unsaturated Fatty Acid Synthesis in Vertebrates: New Insights with the Cloning and Characterization of a  $\Delta 6$  Desaturase of Atlantic Salmon. *Lipids* 40:13–24 . doi: 10.1016/j.chaos.2007.01.140.
  80. Xie D, Chen F, Lin S, et al (2014) Cloning, functional characterization and nutritional regulation of  $\Delta 6$  Fatty acyl desaturase in the herbivorous euryhaline teleost *scatophagus argus*. *PLoS One* 9:1–10 . doi: 10.1371/journal.pone.0090200.
  81. Simopoulos AP (2004) Essential fatty acids in health and chronic disease. *Food Rev Int* 20:77–90 . doi: 10.1081/FRI-120028831.
  82. Simopoulos AP (2016) An increase in the Omega-6/Omega-3 fatty acid ratio increases the risk for obesity. *Nutrients* 8:1–17 . doi: 10.3390/nu8030128.
  83. Bhardwaj K, Verma N, Trivedi RK, et al (2016) Significance of ratio of omega-3 and omega-6 in human health with special reference to flaxseed oil. *Int J Biol Chem* 10:1–6.

## **Chapitre 7. Substitution partielle ou totale de la farine de poisson par des farines végétales dans l'alimentation des juvéniles du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* : Effets sur la croissance, le profil en acides aminés et la digestibilité des aliments et des macro-nutriments**

### **Résumé**

La question du coût de l'alimentation est un enjeu majeur pour le développement de l'aquaculture particulièrement en Afrique. Ceci est lié au coût et à la disponibilité de la farine de poisson. Cette étude a pour objectif une réduction des coûts de production à travers une substitution de la farine de poisson par des ingrédients plus accessibles. Le taux optimal de substitution de la farine de poisson (FP) par des sous-produits agro-industriels dans l'alimentation des juvéniles du poisson-chat africain a été déterminé pendant 8 semaines, sur base de l'analyse des performances de croissance, de l'utilisation de l'aliment et des protéines, de la digestibilité des nutriments et de la composition en acides aminés des poissons. Au total, neuf régimes expérimentaux dans lesquels la FP était remplacée progressivement (0, 25, 50 et 100%) par des sous-produits agro-industriels à base de farine de moringa (FM) et de tourteau de sésame (TS). Nos résultats ont montré que la FP peut être remplacée jusqu'à 50% ( $220 \text{ g.kg}^{-1}$ ) par des sous-produits agro-industriels sélectionnés sans incidence sur le taux de croissance spécifique (SGR) et l'efficacité de conversion alimentaire (ECA). Les poissons nourris avec les régimes à base de TS ont montré de meilleurs résultats en termes de performances de croissance et d'utilisation des aliments, du taux d'efficacité protéique (TEP) et de digestibilité de la matière sèche et des protéines comparativement aux poissons nourris avec les régimes à base de FM. Les activités de la pepsine et de l'alpha-amylase étaient élevées ( $p < 0,05$ ) chez les poissons nourris avec les aliments riches en TS et très faibles ( $p < 0,05$ ) chez les poissons nourris avec la FM comparativement à l'aliment témoin. Quant à la composition en acides aminés (AA) des poissons, les teneurs en AA indispensables ont diminué ( $p < 0,05$ ) progressivement avec l'incorporation des sous-produits agro-industriels dans les régimes expérimentaux. Les résultats de cette étude montrent qu'il est possible de remplacer à hauteur de 50% de FP par un mélange de sous-produits agro-industriels à base de FM et du TS dans l'alimentation du poisson-chat africain, sans effet négatif significatif sur la croissance, l'utilisation de l'aliment et la digestibilité des protéines.

**Mots clés :** Poisson-chat africain, farine de moringa, tourteau de sésame, digestibilité, acides aminés, enzymes digestives.

## 1. Introduction

Le poisson-chat africain *Clarias gariepinus* est un poisson d'importance commerciale dans de nombreux pays de par le monde. Son élevage se fait dans diverses régions d'Afrique, d'Asie, d'Amérique du sud et d'Europe avec une production en augmentation constante, passant de 35 450 tonnes en 2005 à 237 124 tonnes en 2014 (FAO, 2016). En Afrique, l'espèce est fortement consommée suite à sa bonne saveur, et constitue, avec le tilapia du Nil, *Oreochromis niloticus*, la principale espèce d'aquaculture en eau douce. En effet, le poisson-chat africain est la deuxième espèce de poisson d'aquaculture produite en Afrique après le tilapia du Nil (FAO, 2014). De plus, avec la mise en place de centres de reproduction et d'alevinage, cette espèce tend à être la première espèce d'aquaculture produite dans certains pays africains tels que le Nigéria, l'Ouganda (FAO, 2016) et le Burkina Faso. L'augmentation de la production aquacole de cette espèce est due en grande partie à sa croissance rapide, sa capacité d'adaptation en captivité ainsi qu'aux conditions parfois difficiles du milieu, et à sa facilité d'écoulement sur le marché. Cependant, le développement de son aquaculture est menacé à long terme à cause des prix élevés de la farine de poisson (1,5 € = 1000 FCFA/ Kg, FAO, 2018), responsables des coûts élevés des aliments qui représentent 60-80% de coûts de production des fermes piscicoles (Shepherd et Jackson, 2013). En effet, la farine de poisson est la plus importante source de protéines dans l'alimentation des poissons d'élevage à cause de sa forte teneur en protéines et son profil en acide aminés qui couvre les besoins des poissons (Mambrini et Kaushik, 1995, FAO, 2010; Hertrampf et Piedad-Pascual, 2012;). Le prix de la farine de poisson (FP) ne cesse de s'accroître en raison du déclin naturel des stocks mondiaux de poissons causé par la surpêche et la demande croissante de la FP pour soutenir la croissance du secteur aquacole (Amaya et al., 2007; Lim et Lee, 2009 ; FAO, 2010). Ainsi, le coût élevé des FP et la diminution de leur disponibilité sur le marché justifient le besoin de trouver de nouvelles sources de protéines dans la nutrition des poissons. C'est ainsi que de plus en plus d'études se sont orientées vers la recherche de sources alternatives de protéines en vue de remplacer partiellement ou totalement la farine de poisson dans l'alimentation des poissons d'élevage en général (Anderson et al., 2016; García-Ortega et al., 2016; Bu et al., 2017; Moutinho et al., 2017; Zhang et al., 2018) et du poisson-chat africain en particulier (Goda et al., 2007; Nyina-Wamwiza et al., 2007, 2010; Imorou Toko et al., 2008; Anvo et al., 2017; Solomon et al., 2017, 2018; Raji et al., 2018). En effet, la substitution partielle de la farine de poisson par les farines végétales (FV) a eu beaucoup de succès chez le *Clarias gariepinus* (Nyina-Wamwiza et al., 2007, 2010; Imorou Toko et al., 2008; Jimoh et Aroyehun, 2011; Jimoh et al., 2014; Raji et al., 2018; Sheikhlar et al., 2018) et chez plusieurs autres espèces tels que la truite arc-en ciel, *Oncorhynchus mykiss* (Nang Thu et al., 2011; Hernández et al., 2013), le saumon atlantique, *Salmo salar* (Torstensen et al., 2008;

Pratoomyot et al., 2010), le mérou géant *Epinephelus lanceolatus* (García-Ortega et al., 2016), la limande à queue jaune *Seriola rivoliana* (Kissinger et al., 2016), le poisson-chat d'Ussuri *Pseudobagrus ussuriensis* (Bu et al., 2017), la dorade royale, *Sparus aurata* (Moutinho et al., 2017) et le poisson-chat de Bocourti *Pangasius bocourti* (Puycha et al., 2017). Quant à la substitution totale de la FP, elle a été un succès dans très peu de cas, notamment chez le poisson-chat rayé *Pangasianodon hypophthalmus* (Da et al., 2012) et le loup de mer noir *Centropristis striata* (Anderson et al., 2016). Chez le *Clarias gariepinus*, les conclusions concernant l'utilisation des protéines végétales sont contradictoires. En effet, Goda et al. (2007) et Nyina-Wamwiza et al. (2010) ont constaté qu'un remplacement total de la FP par de la farine de soja et du tourteau de tournesol complémenté par du tourteau d'arachide et des farines animales (farine de sang et viscères de poulet) n'entraînait aucune diminution significative dans la croissance de *C. gariepinus*, tandis que Imorou Toko et al. (2008) et Sourabié et al. (2018) ont montré que le remplacement total de la FP par des farines végétales diminue considérablement la croissance de *C. gariepinus*. Dans ces dernières études, l'acide phytique était considéré comme une cause probable de la diminution de la croissance et du contenu en minéraux du poisson (Imorou Toko et al., 2008). Quant à l'étude de Sourabié et al. (2018), les farines végétales n'étaient pas supplémentées par les farines animales telles que la farine de sang d'abattoir, les viscères de poulet qui ont permis d'équilibrer le profil en AA des régimes. En effet, l'utilisation des farines végétales comme unique source de protéine a entraîné une baisse considérable de la lysine et de la méthionine qui sont les AAI les plus importants dans la croissance des poissons.

En effet, de nombreuses études ont montré que l'utilisation des protéines végétales dans l'alimentation des poissons est limitée par la présence des FAN qui inhibent l'activité de certaines enzymes digestives spécifiques telles que les protéinases, les amylases et réduisent la digestibilité des nutriments (Hendricks, 2003; Nyina-Wamwiza et al., 2010; Puycha et al., 2017). En effet, selon Huisman et al. (1989) et Liener (2012), les fibres insolubles (NDF), les fibres solubles (ADF), les saponines, les lectines, les tanins, l'acide phytique et le gossypol sont les principaux anti-nutriments actifs dans l'intestin. Ils affectent les fonctions digestives et l'absorption des nutriments en modifiant le transit du chyme, en altérant les interactions entre les nutriments et les composants digestifs, en limitant la diffusion, en modifiant les surfaces absorbantes et en modifiant l'activité microbienne. Par exemple, les fibres insolubles semblent augmenter la durée du transit intestinal alors que les fibres solubles la diminuent. L'augmentation de la durée du transit intestinal a tendance à réduire l'absorption des nutriments (Krogdahl, 1989). Les conséquences de tels changements dans les intestins sur l'absorption des nutriments et le métabolisme général peuvent être considérables et affecter la croissance et la production de la ferme piscicole. Les farines végétales contiennent

également de l'amidon qui est généralement peu digestible chez de nombreuses espèces de poissons à régime alimentaire carnivore. L'amylase est connue comme la principale enzyme digestive pancréatique des carbohydrates chez les poissons. Chez le poisson-chat africain, une forte activité de l'amylase a été détecté dans le pancréas (Uys et Hecht, 1987). L'estomac de ce poisson est très développé, de telle sorte que ses caractéristiques histologiques chez les juvéniles et adultes sont quasi similaires à celles d'un poisson carnivore (Moawad et al., 2016). La protéase enregistrée dans l'estomac du poisson-chat africain est la pepsine (Uys et Hecht, 1987). En effet, les pepsines se retrouvent à la fois chez les carnivores et chez les herbivores qui possèdent un estomac (Cockson et Bourne, 1972).

Cependant, Nyina-Wamwiza et al. (2010), ont montré qu'un remplacement complet de la FP était possible dans l'alimentation de *C. gariepinus* avec un mélange de protéines végétales. Il a été suggéré que ceci était basé sur la satisfaction des besoins en acides aminés essentiels (EAA) de *C. gariepinus* ainsi que sur le décorticage du tourteau de tournesol (qui est la principale protéine de la plante) qui réduisait divers FAN, tels que l'acide phytique, les inhibiteurs de la trypsine et les fibres. Ces derniers résultats indiquent un fort potentiel de remplacement de la FP partiellement ou totalement par des protéines végétales dans l'alimentation du poisson-chat africain.

Le tourteau de soja est généralement la protéine végétale la plus utilisée pour remplacer la FP dans l'alimentation de diverses espèces de poissons grâce à son bon profil en acides aminés et à son taux relativement bas de facteurs antinutritionnels (Gatlin et al., 2007). Cependant, le prix du soja de 1983 à nos jours a atteint un niveau record avec une hausse de 200 % en janvier 2012, qui a chuté à 100% en janvier 2017 (FAO, 2018). Outre l'expansion rapide du secteur de l'élevage et la hausse continue de son utilisation dans les industries alimentaires traditionnelles, le soja est maintenant utilisé dans le secteur en forte croissance des biocarburants pour satisfaire la demande croissante en carburant (Azaza et al., 2009). Cela implique que son prix va probablement augmenter continuellement. En plus de la hausse du prix, le tourteau de soja est rare au Burkina Faso contrairement aux tourteaux d'arachide, de sésame et à la farine de feuilles de moringa. Les tourteaux de sésame et d'arachide sont très proches des tourteaux de soja en termes de teneur en protéines, digestibilité des protéines et énergie et profil en acides aminés (Fagbenro, 1998). En effet, le taux de protéines est de 45g/100g, 43g/100g et 42g/100g respectivement pour les tourteaux d'arachide, de soja et de sésame. En plus, le tourteau de sésame est plus riche en méthionine que les deux autres tourteaux (Fagbenro, 1998). Quant aux feuilles de moringa, elles contiennent une teneur en protéines brutes d'environ 26 g/100g de farine de feuilles, dont 87% sont digestibles (Makkar et Becker, 1996). Les acides aminés essentiels présents dans les feuilles de moringa sont la



méthionine, la cystéine, le tryptophane et la lysine (Makkar et Becker, 1996). Une comparaison entre la composition en acides aminés de la feuille de moringa crue et celle du soja a révélé un profil presque identique de tous les acides aminés indispensables (Foidl et al., 2001). Quant à la disponibilité de ces FV, la farine de feuilles de moringa est très disponible au Burkina Faso à cause de son abondance et de sa production aisée qui requiert peu de technicité. Bien qu'elle soit utilisée dans l'alimentation humaine comme complément alimentaire, elle reste disponible toute l'année en quantité importante pour l'alimentation des poissons. De même que la farine de moringa, le tourteau de sésame est également disponible. En effet, sa matière première (le sésame) est une culture vivrière, présente dans une grande partie du pays tout au long de l'année. Cependant, la production industrielle de son huile étant encore récente au Burkina Faso, son tourteau n'est pas bien connu des populations et donc très peu utilisé jusqu'à nos jours dans l'alimentation des animaux. Ce qui fait du tourteau de sésame une source disponible et durable pour l'alimentation des poissons.

En plus, il a été démontré que la substitution partielle de la FP par les tourteaux d'arachide, de sésame et de feuille de moringa dans l'alimentation des poissons est possible sans une diminution de la croissance chez le poisson-chat africain (Nyina-Wamwiza et al., 2010; Jimoh et Aroyehun, 2011; Gbadamosi et Osungbemi, 2016), le tilapia du Nil (Richter et al., 2003), la truite arc-en-ciel (Nang Thu et al., 2011) et le poisson-chat de Bocourti (Puycha et al., 2017). Cependant, une bonne combinaison de ces ingrédients végétaux permettrait d'augmenter le taux de substitution de la FP dans l'alimentation du Clarias à travers un aliment équilibré en acides aminés et contenant moins de FAN.

Ainsi, l'objectif de notre étude est de déterminer le taux optimum de substitution de la FP par un mélange de tourteaux de sésame, d'arachide et de farine de feuilles de moringa et d'évaluer l'effet de cette substitution sur la croissance, le profil en acides aminés des poissons, la digestibilité des nutriments et l'activité des enzymes digestives. En plus de la substitution de la FP, l'effet de la substitution totale de l'huile de poisson par l'huile végétale a été déterminé sur la croissance du poisson-chat africain.

## **2. Matériel et méthodes**

### **2.1. Essai 1 : Utilisation de la farine de moringa dans l'alimentation du poisson-chat africain**

L'objectif de cet essai est de déterminer, le taux optimum de substitution de la FP par un mélange de sous-produits agro-industriels ayant la farine de feuilles de moringa comme ingrédient principal, et d'évaluer l'effet de cette substitution sur la croissance, le profil en acides aminés des poissons, la digestibilité des nutriments et l'activité des enzymes digestives. Aussi, l'effet sur la croissance, de la substitution totale de l'huile de poisson par l'huile coton a été déterminé.

#### **• *Aliments expérimentaux***

Cinq régimes expérimentaux quasi isoprotéiques ( $\sim 400 \text{ g kg}^{-1}$ ) ont été formulés. Dans ces régimes, la farine de poisson (FP) a été graduellement (0%, 12%, 24%, 45%) substituées par des farines végétales (FV). Le régime 1 contient 45% de FP (R45), le régime 2 (R24) 24% de FP, le régime 3 (R12) 12% de FP, les régimes 4 (R0HP) et 5 (R0HC) 0% de FP. La différence entre les régimes 4 et 5 se situe au niveau de la composition en huile. En effet, dans le régime 4, nous avons utilisé comme unique source d'huile, l'huile de poisson et dans le régime 5, l'huile de coton. Comme farines végétales, nous avons utilisé un mélange de tourteau d'arachide et de farine de moringa. Ces FV ont été trempées dans de l'eau bouillante afin de réduire les facteurs antinutritionnels et améliorer la prise alimentaire chez les poissons (Tyagi, 2002; Nyina-Wamwiza et al., 2010). Les aliments ont été ensuite préparés en mélangeant soigneusement les ingrédients secs avec les huiles et l'eau pour faire des spaghettis (2 mm de diamètre), puis transformés en granulés après séchage à l'ombre et sous aération. En plus de ces cinq régimes expérimentaux, nous avons utilisé un aliment industriel (Rcat) (Catco, Coppens, Pays-Bas) afin de valider les résultats obtenus au cours de notre expérience. Cet aliment spécial destiné à l'alimentation du Clarias et permettant une bonne croissance de l'espèce, nous sert ainsi de référentiel afin de valider nos conditions expérimentales. La composition en ingrédients des régimes fabriqués est mentionnée dans le tableau 1.

Tableau 1. Composition en ingrédients ( $\text{g.kg}^{-1}$  d'aliment) des cinq régimes expérimentaux de l'essai 1 évaluant l'efficacité de la farine de moringa dans l'alimentation du poisson-chat africain

Ingrédients	R45	R24	R12	R0HP	R0HC
Farine de poisson	450	240	120	0	0
Tourteau d'arachide	0	180	280	380	380
Farine de moringa	0	180	280	380	380
Farine de sang	90	90	90	90	90
Huile de Menhaden	65,1	31	30,25	62	0
Huile de coton	0	31	30,25	0	62
Amidon	280	197	118,5	37	37
$\alpha$ -cellulose	63,9	0	0	0	0
Carboxymethylcellulose	20	20	20	20	20
Premix vitaminés	10	10	10	10	10
Prémix minéraux	10	10	10	10	10
BHA-BHT	1	1	1	1	1
Bétaïne	10	10	10	10	10
<b>Composition proximale</b>					
Matière sèche ( $\text{g.kg}^{-1}$ )	965,3	952,1	957,7	936,4	941,8
Protéine brute ( $\text{g.kg}^{-1}$ de matière sèche)	414,5	389,1	369,2	348,8	357,0
Lipide brute ( $\text{g.kg}^{-1}$ de matière sèche)	107,8	112,4	116,6	124,4	142,9
Cendres ( $\text{g.kg}^{-1}$ de matière sèche)	75,9	129,0	108,9	55,4	43,2
NDF ( $\text{g.kg}^{-1}$ de matière sèche)	840,8	739,4	597,1	457,5	538,1
ADF ( $\text{g.kg}^{-1}$ de matière sèche)	238,6	204,6	179,7	102,4	104,0

BHA, butylated hydroxyanisole; BHT, butylated hydroxyl toluene; NDF, neutral detergent fiber; ADF, acid detergent fiber.

#### • **Poissons et procédure expérimentale**

Les juvéniles de *Clarias gariepinus* utilisés dans cette expérimentation sont issus d'une reproduction artificielle effectuée au sein de l'Unité de recherche en Aquaculture et Biodiversité Aquacoles (UR-ABaQ) de l'Université Nazi Boni du Burkina Faso. Cette reproduction a été faite avec des géniteurs issus de la ferme piscicole de Tonon (Bénin). Ces géniteurs provenaient de la ferme de Fleuren & Nooijen (Pays-Bas) et étaient de même souche que les juvéniles utilisés dans nos précédentes études en Belgique. Au total, 540 poissons de poids moyen  $28 \pm 8$  g ont été répartis dans 18 aquariums de 100 L à raison de 30 poissons par aquarium. Les poissons ont été acclimatés dans ces aquariums pendant deux semaines et nourris avec un mélange des différents régimes expérimentaux. Tous les 18 aquariums sont

installés dans un circuit fermé alimenté par l'eau de forage, permettant ainsi de comparer les 6 traitements alimentaires en triplicat. Le renouvellement d'eau dans le circuit était de 3-4 L min<sup>-1</sup> et la température (température ambiante sans chauffage) de l'eau variait entre 28 et 30°C. Les poissons étaient nourris 3 fois par jour (9h00, 12h00 et 16h00) à satiété apparente. Les poissons ont également été soumis à la photopériode naturelle (12h de lumière et 12h d'obscurité). En plus de la température, l'oxygène dissous et le pH ont été mesurés matin et soir et variaient respectivement entre 7,34 et 7,79 mg L<sup>-1</sup>, et entre 6,46 et 7,39.

## **2.2. Essai 2 : Utilisation du tourteau de sésame dans l'alimentation du poisson-chat africain**

L'objectif de cet essai est de déterminer, le taux optimum de substitution de la FP par un mélange de sous-produits agro-industriels ayant le tourteau de sésame comme ingrédient principal, et d'évaluer l'effet de cette substitution sur la croissance, le profil en acides aminés des poissons, la digestibilité des nutriments et l'activité des enzymes digestives.

### **• Aliments expérimentaux**

Comme dans l'essai 1, des régimes expérimentaux quasi isoprotéiques (~400 g kg<sup>-1</sup>) ont été fabriqués. Dans ces régimes également, la farine de poisson (FP) a été graduellement (0%, 11%, 22%, 45%) substituées par des farines végétales (FV). Le régime 1 contient 45% de FP (R45), le régime 2 (R22) 22%, le régime 3 (R11) 11%, et le régime 4 (R0HD) 0% de FP. A la différence de l'essai 1, en plus du tourteau d'arachide et de la farine de moringa, nous avons utilisé le tourteau de sésame comme troisième source de protéine végétale. En effet, la farine de moringa a été utilisée en faible quantité comme complément alimentaire contrairement à l'essai 1, et les tourteaux d'arachide et de sésame incorporés de façon croissante. De même que dans l'essai 1, nous avons utilisé en plus de ces quatre régimes expérimentaux, l'aliment industriel (Rcat) (Catco, Coppens, Pays-Bas) afin de valider les résultats obtenus au cours de cette expérience. La composition totale en ingrédients des régimes fabriqués est mentionnée dans le tableau 2. Quant à la fabrication de l'aliment proprement dite, les mêmes techniques utilisées dans l'essai 1 ont été appliquées.

Tableau 2. Composition en ingrédients (g.kg<sup>-1</sup> d'aliment) des quatre régimes expérimentaux de l'essai 2 évaluant l'efficacité du tourteau de sésame dans l'alimentation du poisson-chat africain

Ingrédients	R45	R22	R11	R0HD
Farine de poisson	450	220	110	0
Farine de sang	90	90	90	90
Farine de moringa	0	70	70	100
Tourteau d'arachide	0	150	240	160
Tourteau de sésame	0	150	240	480
Huile de Menhaden	65,1	0	0	0
Huile de dattier	0	52	44	40
Amidon	280	217	155	79
α-cellulose	63,9	0	0	0
Prémix minéral	10	10	10	10
Prémix vitaminé	10	10	10	10
Carboxymethylcellulose	20	20	20	20
BHA	0,5	0,5	0,5	0,5
BHT	0,5	0,5	0,5	0,5
Bétaïne	10	10	10	10
<b>Composition proximal</b>				
Matière sèche (g.kg-1)	96,7	95,5	96,4	93,2
Protéine brute (g.kg-1 de matière sèche)	416,5	388,4	381,5	371,6
Lipide (g.kg-1 de matière sèche)	987,9	118,5	123,6	137,5
Cendres (g.kg-1 de matière sèche)	230,2	284,0	195,5	16,5
NDF (g.kg-1 de matière sèche)	873,9	633,8	369,1	273,3
ADF (g.kg-1 de matière sèche)	353,4	267,3	140,7	46,6

BHA, butylated hydroxyanisole; BHT, butylated hydroxyl toluene; NDF, neutral detergent fiber; ADF, acid detergent fiber.

#### • **Poissons et procédure expérimentale**

Dans cette expérimentation, 540 juvéniles de *Clarias gariepinus* de poids moyen 23±6 g ont été également répartis dans 18 aquariums de 100 L à raison de 30 poissons par aquarium. Pour le reste du protocole expérimental, il reste identique à celui de l'essai1.

### **2.3. Expérimentation 3 : Mesure de la digestibilité**

Dans cette expérimentation, 7 régimes expérimentaux issus des essais 1 et 2 ont été utilisés. Il s'agit des régimes R45, R24, R22, R12, R11, R0HP et R0HD. Le coefficient d'utilisation digestible apparent (CUDa) de la matière sèche, des protéines et des lipides a été mesuré indirectement en utilisant l'oxyde de chrome ( $\text{Cr}_2\text{O}_3$ ) dans les régimes (1%) comme marqueur inerte. Les juvéniles utilisés provenaient de la ferme piscicole de Fleuren & Nooijen (Pays-Bas). Au total, 420 juvéniles de *C. gariepinus* de poids moyen  $75 \pm 3$  g ont été répartis dans des bassins de 100 L à raison de 20 poissons par bassin. Les 7 régimes expérimentaux ont été testés en triplicat dans 21 bassins installés en circuit fermé, au sein de l'Unité de Recherche en Biologie Environnementale et Evolutive (URBE) de l'Université de Namur (Belgique). Les poissons ont été acclimatés dans ces bassins pendant 2 semaines, et étaient nourris avec les aliments expérimentaux afin de les y habituer. L'expérience de digestibilité proprement dite a duré 3 semaines. Au cours de cette expérimentation, les conditions d'élevage (paramètres physico-chimiques de l'eau, éclairage...) étaient similaires à ceux des essais 1 et 2. Pendant les 3 semaines d'élevage, les poissons ont été nourris 2 fois par jour (9h00 et 16h30). Les fèces étaient collectées également 2 fois par jour par siphonage (Hossain et al. 2017), et étaient ensuite conservées au congélateur. Trente minutes après chaque nourrissage, les bassins étaient siphonnés afin d'éliminer les résidus d'aliments. A la fin de l'essai de digestibilité, les fèces de chaque bassin ont été poolées et séchées à l'étuve à 105 °C pendant 24 h avant de doser l'oxyde de chrome, les protéines et les lipides.

### **2.4. Prélèvements des organes**

Les prélèvements d'organes sur les poissons ont été réalisés au début (J0) et à la fin des essais de croissance 1 et 2, respectivement à J70 et J60.

Lors des essais 1 et 2, 6 poissons entiers ont été prélevés du stock initial à J0. Ces poissons ont été pesés individuellement, puis euthanasiés par une dose létale d'acide amino-benzoïque (120 mg/l). Trois de ces poissons, de taille différente (petite, moyenne et grande) ont été conservés à -20°C. Sur ces poissons, les protéines et les acides aminés ont été dosés. Quant aux 3 poissons restant, un échantillon de muscle a été prélevé et conservé à -80°C pour le dosage des lipides totaux.

A la fin des différents essais, 6 poissons par bassin ont également été prélevés et pesés individuellement (soit au total 18 poissons par régime). Comme à J0, 3 poissons de taille différente (petite, moyenne et grande) par bassin, soit 9 poissons par régime (n=9), ont été euthanasiés à l'acide amino-benzoïque, puis conservés à -20°C. Concernant les 3 autres poissons (soit 9 par régime, n=9), après les avoir pesés et euthanasiés, ils ont été disséqués

pour prélever le muscle, l'intestin et l'estomac sur chacun d'eux pour doser respectivement les lipides totaux et les enzymes digestives de l'estomac et de l'intestin.

## **2.5. Analyses biochimiques des aliments, poissons et muscles**

Les matières sèches des aliments, homogénats de poissons et muscles ont été déterminées par séchage à l'étuve à une température de 105°C pendant 24h (AOAC, 1990). Les cendres ont été calculées à partir de la perte de poids après une incinération des échantillons au four à une température de 550°C pendant 12 h (AOAC, 1990).

L'extraction des lipides totaux dans les aliments et les muscles a été réalisée avec une solution de dichlorométhane/méthanol (2 :1, v/v) en utilisant la méthode de Folch et al. (1957). Les lipides totaux ont été dosés sur les aliments en duplicat (n=2).

Les protéines brutes dans les poissons et aliments ont été calculées à partir de la teneur en azote déterminée selon la méthode de Kjeldahl (protéine = N × 6,25). Les aliments ont été dosés en duplicat (n=2).

La teneur en AA des aliments et des poissons a été déterminée par chromatographie sur échange d'ions, Biochrom 20 Plus-Amino Acid Analyser, Biochrom Ltd, Cambridge, UK. (Moore et al. 1958). Les échantillons ont d'abord été hydrolysés par l'acide chlorhydrique 6N pendant 24 h à 110°C. La norleucine a été utilisée comme étalon interne et le citrate de sodium (pH 2,2) comme solution tampon. Les AA ont été dérivés en post-colonne avec de la ninhydrine et quantifiés à 570 nm pour les AA primaires et à 440 nm pour les AA secondaires (imino acide, proline et hydroxyproline). Le tryptophane n'a pas pu être analysé en raison de sa destruction lors de l'hydrolyse acide.

## **2.6. Calcul des paramètres de croissance et d'utilisation de l'aliment**

Plusieurs paramètres zootechniques de croissance et d'utilisation des aliments ont été calculés. Pour se faire, les poissons de chaque bassin ont été pesés individuellement au début et à la fin des essais. Les quantités d'aliments distribués quotidiennement, ainsi que le nombre de morts, ont également été enregistrés quotidiennement afin de déterminer le taux de survie et les indices d'utilisation de l'aliment. Ces différents paramètres ont été calculés en utilisant les formules suivantes :

- Gain de poids (G, % Pi) =  $100 * (Pf - Pi) / Pi$
- Le taux de croissance spécifique (SGR, % j<sup>-1</sup>) =  $100 \times (\ln Pf - \ln Pi) / \Delta t$
- Aliment ingéré (FI, g poisson<sup>-1</sup> j<sup>-1</sup>) =  $Rd / N \times \Delta t$
- Efficacité de Conversion Alimentaire (FE) =  $(Bf - Bi) / Rd$

- Taux d'Efficienc e Protéique (PER) = (Pf-Pi) / RdPC

Pi : poids moyen individuel initial (g), Pf : poids moyen individuel final (g), Ei : Effectif initial, Ef : Effectif final, Pm : Poids moyen individuel (g), Bi : Biomasse initiale (g), Bf : Biomasse finale (g), Rd : ration distribuée (g), N : nombre de poisson, Δt: durée de l'alimentation, Pri : Protéines contenues initialement par poisson (g), Prf : Protéines contenues finalement par poisson (g), RdPC : Ration Protéique Consommée par poisson (g)

## **2.7. Dosage de l'activité des enzymes digestives**

L'activité des enzymes digestives a été dosée à la fin des essais de nutrition sur les estomacs et les intestins prélevés.

### **2.7.1. Préparation des homogénats**

Afin de procéder au dosage des enzymes digestives, les tissus (estomacs et intestins) ont été homogénéisés au préalable. Cette homogénéisation a été faite selon la méthode décrite par Cahu et Zambonino Infante (1994). En effet, les échantillons d'estomac et d'intestin ont été dégelés sur glace à 0°C, coupés en petits morceaux et broyés à l'aide d'une paire de ciseaux. Ensuite, 150 mg de chaque pré-homogénat est dilué 10 fois dans une solution tampon de phosphate de potassium salée (pH 6,9) à 4°C et homogénéisés pendant 9 min dans un homogénéiseur placé dans une chambre froide. Les homogénats sont ensuite centrifugés à 4200 g pendant 30 min à 4°C, le surnageant de chaque échantillon est transvasé dans des tubes Eppendorfs étiquetés et conservés à -80°C pour effectuer les dosages enzymatiques.

### **2.7.2. Dosage de la pepsine**

La pepsine est une enzyme gastrique. Son dosage est donc effectué dans l'estomac selon la méthode décrite par Anson (1938). Le substrat a été la bovine hémoglobine chauffée à 60°C durant 5 min et filtrée avec un ajout d'HCl à 1N. Une solution d'acide trichloracétique (TCA à 5%) a été préparée dans le but de stopper la réaction enzymatique après l'incubation des échantillons à 37°C pendant 10 minutes. Cette procédure repose sur le dosage du point d'arrêt de la dégradation de l'hémoglobine. Les densités optiques des échantillons sont lues à 280 nm (dans des cuvettes UV) contre un « blanc spectro » dans lequel l'homogénat est remplacé par l'eau distillée.



### **2.7.3. Dosage de l'alpha amylase**

Comme la pepsine, l'alpha amylase a été dosée dans l'estomac. Le dosage a été effectué selon la méthode de Bernfeld (1951), en utilisant l'amidon dilué dans un tampon de phosphate de potassium à un pH de 6,9 comme substrat. Le principe est basé sur la réduction de l'acide 3,5 dinitrosalicylique (DNSA) par les groupes réducteurs (maltose) libérés par l'hydrolyse de l'amidon. Pour déterminer la concentration des réducteurs libérés par la réaction enzymatique, il a été nécessaire d'établir une courbe d'étalonnage tout en utilisant une gamme de dilution de maltose de 0 à 5 µl mol. Les densités optiques sont lues à 540 nm contre un blanc « spectro ».

### **2.7.4. Dosage des protéines des homogénats**

L'activité spécifique des enzymes a été exprimée en milli-unité par mg de protéine (mU mg<sup>-1</sup> de protéine). Ainsi, la teneur en protéines a été déterminée dans les mêmes homogénats utilisés pour le dosage des enzymes digestives selon la méthode de Bradford (1976) qui utilise la Bovine Sérum Albumine (BSA) comme un standard. Les densités optiques sont lues à une longueur d'onde de 595 nm.

## **2.8. Détermination des coefficients de digestibilité**

L'oxyde chrome a été dosé selon la méthode de Furukawa et Tsukahara (1966). Le CUDa de la matière sèche a été calculé selon la méthode utilisée par Nyina-Wamwiza et al. (2010)

Les coefficients de digestibilité apparents de la matière sèche (CUDa), des protéines (CUDa protéine) et des lipides (CUDa lipide) ont été calculés suivant la formule (Bureau et al., 1999) suivante :

$$\text{CUDa de la matière sèche (\%)} = 100 - 100(D_i/F_i)$$

$$\text{CUDa des nutriments (lipides et protéines, en \%)} = 100 - 100((D/F) \times (D_i/F_i))$$

Avec  $D_i$  : % du marqueur dans l'aliment ;  $F_i$  : % du marqueur dans les fèces ;  $F$  : % du nutriment dans les fèces ;  $D$  : % du nutriment dans l'aliment.

### **3. Résultats**

#### **3.1. Paramètres de croissance et d'utilisation de l'aliment**

##### **3.1.1. Essai sur l'utilisation de la farine de moringa**

Les résultats obtenus par l'aliment commercial catco, montrent que notre expérimentation s'est bien déroulée et que les conditions expérimentales étaient bonnes. En effet, le taux de croissance spécifique ( $SGR = 3,43 \text{ \%/jour}$ ), l'efficacité de conversion alimentaire ( $FE = 1,17$ ) et le taux d'efficacité protéique ( $PER = 2,49$ ) étaient élevés avec l'aliment catco. Les résultats du tableau 3 montre qu'il n'y a pas eu de différence significative entre les poissons nourris avec l'aliment témoin (R45) et ceux nourris avec le régime R24 au niveau de l'aliment ingéré (FI), des paramètres de croissance (G, SGR), du FE et du PER. Cependant, on note une diminution significative ( $p < 0,05$ ) de ces différents paramètres à partir du R12 avec les plus faibles valeurs ( $p < 0,05$ ) enregistrées chez les poissons nourris avec les régimes R0HP et R0HC. En comparant les régimes dépourvus de FP, il n'y a pas eu de différence significative entre les poissons nourris avec les régimes R0HP et R0HC.

##### **3.1.2. Essai sur l'utilisation du tourteau de sésame**

De même que dans l'essai 1, les résultats obtenus par l'aliment commercial catco dans l'essai 2, montrent que notre expérimentation s'est bien déroulée et que les conditions expérimentales étaient bonnes. En effet, le taux de croissance spécifique ( $SGR = 4,43 \text{ \%/jour}$ ), l'efficacité de conversion alimentaire ( $FE = 1,25$ ) et le taux d'efficacité protéique ( $PER = 2,82$ ) étaient élevés avec l'aliment catco. Les résultats sur l'utilisation du tourteau de sésame (tableau 4) montrent que le FI, les paramètres de croissance (G, SGR) et le FE sont statistiquement identiques chez les poissons nourris avec l'aliment témoin (R45) et ceux nourris avec le régime R22. Quant au PER, il était statistiquement plus élevé ( $p < 0,05$ ) chez les poissons nourris avec le R22 et plus faible ( $p < 0,05$ ) chez ceux nourris avec le R0HD. De même que chez les poissons nourris avec le R22, la valeur du PER était aussi significativement plus élevée ( $p < 0,05$ ) chez les poissons nourris avec le R11 comparativement à ceux nourris avec l'aliment contrôle (R45).

**Tableau 3.** Performances de croissance, utilisation de l'aliment, Taux d'efficacité protéique des poissons-chats africains nourris avec les régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation de la farine de moringa.

Paramètres	R45	R24	R12	R0HP	R0HC
<b>Pi (g)</b>	28,56 ± 0,26	28,35 ± 0,25	28,40 ± 0,39	28,82 ± 0,12	28,41 ± 0,37
<b>Pf (g)</b>	223,81 ± 13,24 <sup>a</sup>	215,73 ± 3,27 <sup>a</sup>	146,26 ± 4,17 <sup>b</sup>	63,54 ± 8,10 <sup>c</sup>	56,83 ± 9,86 <sup>c</sup>
<b>FI (g poisson<sup>-1</sup> j<sup>-1</sup>)</b>	2,70 ± 0,09 <sup>a</sup>	2,56 ± 0,04 <sup>a</sup>	2,11 ± 0,11 <sup>b</sup>	1,32 ± 0,08 <sup>c</sup>	1,19 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>G (%Pi)</b>	683,43 ± 41,32 <sup>a</sup>	660,90 ± 13,00 <sup>a</sup>	414,9 ± 8,25 <sup>b</sup>	120,44 ± 27,44 <sup>c</sup>	100,33 ± 37,02 <sup>c</sup>
<b>SGR (% j<sup>-1</sup>)</b>	2,94 ± 0,07 <sup>a</sup>	2,90 ± 0,02 <sup>a</sup>	2,34 ± 0,02 <sup>b</sup>	1,12 ± 0,18 <sup>c</sup>	0,98 ± 0,08 <sup>c</sup>
<b>FE</b>	0,88 ± 0,04 <sup>a</sup>	0,87 ± 0,02 <sup>a</sup>	0,64 ± 0,11 <sup>b</sup>	0,20 ± 0,09 <sup>c</sup>	0,23 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>PER</b>	2,38 ± 0,10 <sup>a</sup>	2,40 ± 0,06 <sup>a</sup>	1,82 ± 0,31 <sup>b</sup>	0,56 ± 0,26 <sup>c</sup>	0,73 ± 0,32 <sup>c</sup>

Poids initial (Pi, g), Poids final (Pf, g), Aliment ingéré (FI, g poisson<sup>-1</sup> j<sup>-1</sup>), Gain de poids (G, %Pi), Taux de croissance spécifique (SGR, % j<sup>-1</sup>), Efficacité de conversion alimentaire (FE), Taux d'efficacité protéique (PER); R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide ; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide. Les valeurs sont des moyennes ± écart type des mesures en triplicat. Les valeurs de la même ligne et ayant des lettres en exposant différentes sont significativement différentes (p < 0,05).

**Tableau 4.** Performances de croissance, utilisation de l'aliment, Taux d'efficacité protéique des poissons-chats africains nourris avec les régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation du tourteau de sésame.

Paramètres	R45	R22	R11	R0HD
<b>Pi (g)</b>	23,39 ± 0,20	23,35 ± 0,29	23,41 ± 0,41	23,26 ± 0,18
<b>Pf (g)</b>	215,40 ± 8,18 <sup>a</sup>	218,26 ± 6,67 <sup>a</sup>	171,41 ± 10,43 <sup>b</sup>	85,43 ± 3,62 <sup>c</sup>
<b>FI (g poisson<sup>-1</sup> j<sup>-1</sup>)</b>	2,46 ± 0,05 <sup>a</sup>	2,43 ± 0,07 <sup>a</sup>	2,14 ± 0,15 <sup>b</sup>	1,67 ± 0,03 <sup>c</sup>
<b>G (%Pi)</b>	820,97 ± 34,68 <sup>a</sup>	834,71 ± 7,76 <sup>a</sup>	632,78 ± 55,66 <sup>b</sup>	267,25 ± 12,98 <sup>c</sup>
<b>SGR (% j<sup>-1</sup>)</b>	4,03 ± 0,06 <sup>a</sup>	4,04 ± 0,08 <sup>a</sup>	3,58 ± 0,21 <sup>b</sup>	2,63 ± 0,07 <sup>c</sup>
<b>FE</b>	1,07 ± 0,07 <sup>a</sup>	1,06 ± 0,03 <sup>a</sup>	0,91 ± 0,02 <sup>b</sup>	0,63 ± 0,04 <sup>c</sup>
<b>PER</b>	3,11 ± 0,11 <sup>c</sup>	3,64 ± 0,12 <sup>a</sup>	3,37 ± 0,08 <sup>b</sup>	2,81 ± 0,18 <sup>d</sup>

Poids initial (Pi, g), Poids final (Pf, g), Aliment ingéré (FI, g poisson<sup>-1</sup> j<sup>-1</sup>), Gain de poids (G, %Pi), Taux de croissance spécifique (SGR, % j<sup>-1</sup>), Efficacité de conversion alimentaire (FE), Taux d'efficacité protéique (PER); R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide. Les valeurs sont des moyennes ± écart type des mesures en triplicat. Les valeurs de la même ligne et ayant des lettres en exposant différentes sont significativement différentes (p < 0,05).

### 3.2. Profil en acides aminés des aliments et des poissons

#### 3.2.1. Profil en acides aminés des aliments à base de la farine de moringa et de tourteau de sésame

Les profils en acides aminés indispensables (AAI) des aliments expérimentaux de l'essai sur l'utilisation de la farine de moringa sont présentés dans le tableau 6. Les valeurs des acides aminés on indispensables (AANI) sont indiquées en annexe 2. Les teneurs en AAI étaient supérieures dans l'aliment contrôle (R45) à celles dans les 4 autres régimes expérimentaux et on observait une diminution progressive de la teneur des AAI avec l'incorporation progressive des farines végétales sauf pour la valine, la leucine, la phénylalanine, l'histidine et l'arginine. La lysine était en quantité beaucoup plus importante que la méthionine avec des valeurs également décroissantes en fonction de l'augmentation des teneurs en farines végétales dans les aliments.

Quant aux profils en AAI des aliments expérimentaux de l'essai sur l'utilisation du tourteau de sésame, ils sont présentés dans le tableau 7. Ceux des AANI sont en annexe 3. Comme dans l'essai sur l'utilisation de farine de moringa, les AAI avaient des valeurs plus élevées dans l'aliment témoin (R45) que dans les 3 autres régimes expérimentaux et on observait une diminution progressive de la teneur en AAI avec l'incorporation progressive des farines végétales, sauf pour l'arginine. Dans cette expérimentation également, la lysine était en quantité beaucoup plus importante que la méthionine dans les différents régimes.

**Tableau 6.** Profil en acide aminés des régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation de la farine de moringa (en % de la matière sèche)

Acides aminés	R45	R24	R12	R0HP	R0HC
Thréonine	1,82 ± 0,03	1,70 ± 0,03	1,57 ± 0,02	1,29 ± 0,03	1,34 ± 0,02
Valine	2,20 ± 0,01	2,20 ± 0,03	2,31 ± 0,02	2,04 ± 0,00	2,09 ± 0,01
Méthionine	1,18 ± 0,00	0,89 ± 0,01	0,73 ± 0,02	0,48 ± 0,01	0,48 ± 0,00
Isoleucine	1,42 ± 0,01	1,30 ± 0,03	1,28 ± 0,03	1,19 ± 0,01	1,18 ± 0,01
Leucine	3,14 ± 0,05	3,21 ± 0,07	3,15 ± 0,04	2,77 ± 0,03	2,89 ± 0,05
Phénylalanine	1,66 ± 0,02	1,86 ± 0,04	1,98 ± 0,01	1,82 ± 0,08	1,90 ± 0,05
Histidine	1,24 ± 0,02	1,32 ± 0,04	1,42 ± 0,03	1,22 ± 0,06	1,30 ± 0,05
Lysine	3,35 ± 0,00	2,88 ± 0,02	2,56 ± 0,00	1,97 ± 0,06	2,02 ± 0,04
Arginine	2,48 ± 0,03	2,69 ± 0,02	2,83 ± 0,04	2,78 ± 0,10	2,82 ± 0,06

Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g

kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide ; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide.

**Tableau 7.** Profil en acide aminés des régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation du tourteau de sésame (en % de la matière sèche)

Acides aminés	R45	R22	R11	R0HD
Thréonine	1,94 ± 0,03	1,56 ± 0,02	1,38 ± 0,02	1,15 ± 0,15
Valine	2,50 ± 0,07	2,04 ± 0,02	1,92 ± 0,02	1,70 ± 0,11
Méthionine	1,28 ± 0,01	0,87 ± 0,01	0,68 ± 0,00	0,57 ± 0,03
Isoleucine	1,55 ± 0,00	1,19 ± 0,02	1,06 ± 0,01	0,87 ± 0,01
Leucine	3,38 ± 0,10	2,90 ± 0,04	2,72 ± 0,03	2,34 ± 0,15
Phénylalanine	1,79 ± 0,02	1,72 ± 0,02	1,74 ± 0,02	1,55 ± 0,09
Histidine	1,47 ± 0,03	1,22 ± 0,04	1,21 ± 0,03	1,20 ± 0,12
Lysine	3,58 ± 0,05	2,46 ± 0,05	2,04 ± 0,03	1,60 ± 0,16
Arginine	2,61 ± 0,00	2,54 ± 0,02	2,72 ± 0,01	2,64 ± 0,03

Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

### 3.2.2. Profil en acides aminés des poissons nourris avec les régimes à base de farine de moringa et du tourteau de sésame

Les profils en AAI dans les poissons nourris avec les régimes à base de farine de moringa (tableau 8) étaient comparables à ceux de l'aliment. Comme dans les aliments, les poissons nourris avec le régime R45 avaient les teneurs en AAI les plus élevées ( $p < 0,05$ ) comparativement aux régimes expérimentaux. Cependant, il n'a pas été observé de différences significatives entre les poissons nourris avec le R45 et R24 sauf pour la teneur en lysine. Les plus faibles valeurs de méthionine et de lysine ( $p < 0,05$ ) ont été enregistrées chez les poissons nourris avec le R0HP.

Les profils en AAI dans les poissons nourris avec les régimes à base de tourteau de sésame (tableau 9) étaient quasi proportionnels à leur valeur dans l'aliment. En effet, les poissons nourris avec le régime contrôle R45 avaient les teneurs les plus élevées ( $p < 0,05$ ) en AAI, et les plus faibles teneurs ( $p < 0,05$ ) ont été enregistrées chez les poissons nourris avec les régimes R11 et R0HD. Cependant, il n'y avait pas de différence significative entre les poissons nourris avec le R22 et les régimes R11 et R0HD au niveau de la teneur en histidine.

**Tableau 8.** Profil en acides aminés du poisson-chat africain nourri avec les différents régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation de la farine de moringa (en % de la matière sèche)

Acides aminés	R45	R24	R12	R0HP	R0HC
<b>Thréonine</b>	2,76 ± 0,03 <sup>a</sup>	2,69 ± 0,04 <sup>ab</sup>	2,55 ± 0,06 <sup>c</sup>	2,41 ± 0,08 <sup>d</sup>	2,56 ± 0,14 <sup>bc</sup>
<b>Valine</b>	3,18 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,92 ± 0,01 <sup>ab</sup>	2,85 ± 0,10 <sup>b</sup>	2,69 ± 0,10 <sup>b</sup>	2,85 ± 0,27 <sup>b</sup>
<b>Méthionine</b>	1,70 ± 0,06 <sup>a</sup>	1,64 ± 0,03 <sup>ab</sup>	1,57 ± 0,06 <sup>bc</sup>	1,48 ± 0,02 <sup>c</sup>	1,59 ± 0,10 <sup>b</sup>
<b>Isoleucine</b>	2,61 ± 0,12 <sup>a</sup>	2,51 ± 0,05 <sup>ab</sup>	2,44 ± 0,03 <sup>b</sup>	2,24 ± 0,09 <sup>dc</sup>	2,45 ± 0,13 <sup>ab</sup>
<b>Leucine</b>	4,48 ± 0,11 <sup>a</sup>	4,40 ± 0,06 <sup>a</sup>	4,15 ± 0,06 <sup>b</sup>	3,87 ± 0,12 <sup>c</sup>	4,16 ± 0,22 <sup>b</sup>
<b>Phénylalanine</b>	2,39 ± 0,07 <sup>a</sup>	2,32 ± 0,06 <sup>ab</sup>	2,20 ± 0,05 <sup>bc</sup>	2,09 ± 0,11 <sup>c</sup>	2,22 ± 0,12 <sup>bc</sup>
<b>Histidine</b>	1,73 ± 0,12 <sup>a</sup>	1,63 ± 0,04 <sup>a</sup>	1,48 ± 0,04 <sup>b</sup>	1,38 ± 0,06 <sup>b</sup>	1,44 ± 0,05 <sup>b</sup>
<b>Lysine</b>	5,01 ± 0,20 <sup>a</sup>	4,55 ± 0,10 <sup>b</sup>	4,26 ± 0,16 <sup>bc</sup>	4,07 ± 0,00 <sup>c</sup>	4,42 ± 0,33 <sup>b</sup>
<b>Arginine</b>	3,92 ± 0,08 <sup>a</sup>	3,79 ± 0,10 <sup>a</sup>	3,56 ± 0,18 <sup>b</sup>	3,33 ± 0,08 <sup>c</sup>	3,39 ± 0,20 <sup>bc</sup>

Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide ; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide.

**Table 9.** Profil en acides aminés du poisson-chat africain nourri avec les différents régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation du tourteau de sésame (en % de la matière sèche)

Acides aminés	R45	R22	D11	R0HD
<b>Thréonine*</b>	2,83 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,46 ± 0,12 <sup>b</sup>	2,12 ± 0,11 <sup>c</sup>	2,05 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>Valine*</b>	3,08 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,67 ± 0,12 <sup>b</sup>	2,33 ± 0,13 <sup>c</sup>	2,27 ± 0,16 <sup>c</sup>
<b>Méthionine*</b>	1,75 ± 0,08 <sup>a</sup>	1,58 ± 0,14 <sup>b</sup>	1,37 ± 0,09 <sup>c</sup>	1,20 ± 0,06 <sup>c</sup>
<b>Isoleucine*</b>	2,57 ± 0,23 <sup>a</sup>	2,26 ± 0,12 <sup>b</sup>	1,92 ± 0,13 <sup>c</sup>	1,87 ± 0,11 <sup>c</sup>
<b>Leucine*</b>	4,43 ± 0,34 <sup>a</sup>	3,84 ± 0,10 <sup>b</sup>	3,34 ± 0,21 <sup>c</sup>	3,27 ± 0,18 <sup>c</sup>
<b>Phénylalanine*</b>	2,40 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,07 ± 0,10 <sup>bc</sup>	1,81 ± 0,13 <sup>cd</sup>	1,71 ± 0,11 <sup>d</sup>
<b>Histidine*</b>	1,77 ± 0,18 <sup>a</sup>	1,49 ± 0,11 <sup>b</sup>	1,30 ± 0,10 <sup>b</sup>	1,26 ± 0,08 <sup>b</sup>
<b>Lysine*</b>	4,86 ± 0,29 <sup>a</sup>	4,29 ± 0,16 <sup>b</sup>	3,64 ± 0,22 <sup>c</sup>	3,56 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>Arginine*</b>	3,82 ± 0,22 <sup>a</sup>	3,37 ± 0,09 <sup>b</sup>	2,82 ± 0,26 <sup>c</sup>	2,63 ± 0,03 <sup>c</sup>

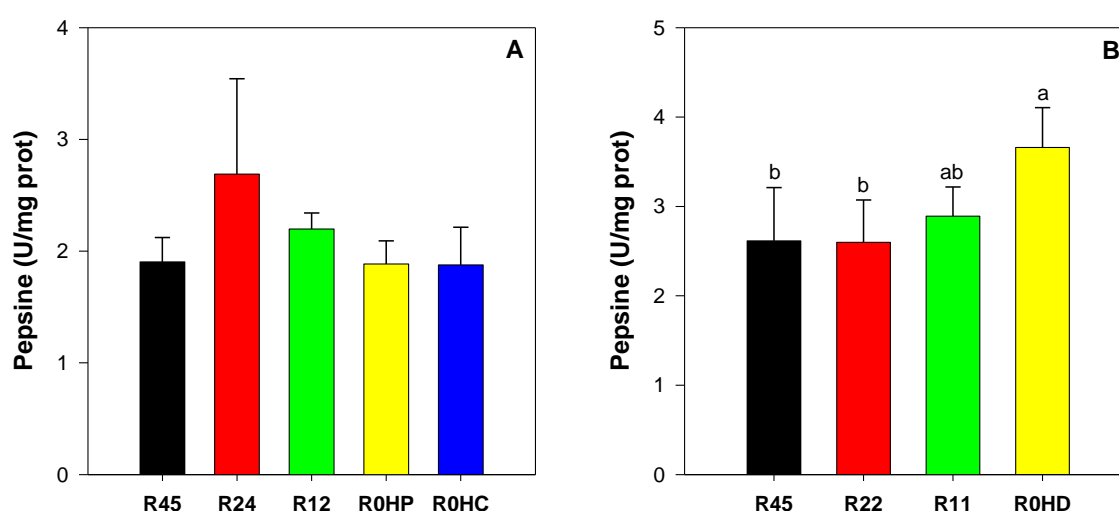
Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

### 3.3. Les enzymes digestives

#### 3.3.1. La pepsine

Les résultats de l'activité de la pepsine des essais sur l'utilisation de la farine de moringa et du tourteau de sésame sont présentés dans la figure 1.

Chez les poissons nourris avec les aliments à base de farine de moringa, l'activité de la pepsine (Fig. 1A) n'a montré aucun effet significatif entre les différents régimes. Chez les poissons nourris avec les aliments à base de tourteau de sésame (Fig. 1B) par contre, elle était significativement plus élevée ( $p < 0,05$ ) avec le R0HD. Les plus faibles valeurs ( $p < 0,05$ ) de l'activité de la pepsine ont été enregistrées dans les régimes R45 et R22. Cependant, il n'y avait pas de différence significative entre le R11 et les 3 autres régimes.



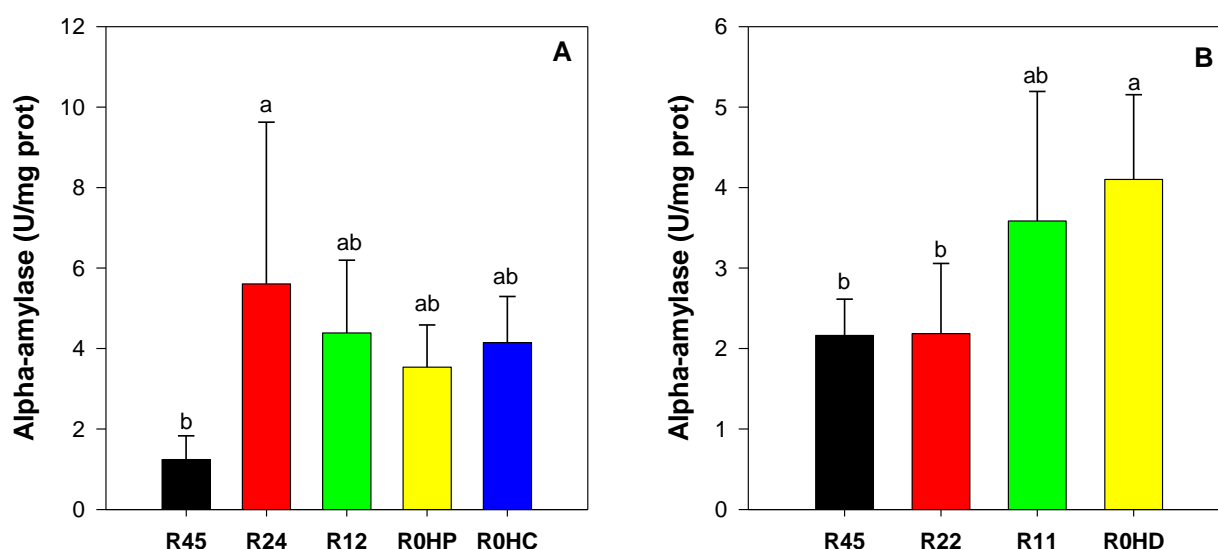
**Figure 1.** Activité de la pepsine chez les poissons nourris avec les régimes expérimentaux à base de farine de moringa (A) et de tourteau de sésame (B). R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

#### 3.3.2. L' $\alpha$ -amylase

Les résultats de l'activité de l' $\alpha$ -amylase des essais sur l'utilisation de la farine de moringa et du tourteau de sésame sont présentés dans la figure 2.



L'activité de l' $\alpha$ -amylase chez les poissons nourris avec les aliments à base de farine de moringa (Fig. 2A) était significativement plus élevée ( $p < 0,05$ ) avec le R24 et plus faible ( $p < 0,05$ ) avec le régime témoin R45. Cependant, il n'y avait pas de différence significative entre les 3 autres régimes expérimentaux et les régimes R45 et R24. Chez les poissons nourris avec les aliments à base de tourteau de sésame, l'activité de l' $\alpha$ -amylase, était significativement plus élevée ( $p < 0,05$ ) avec le régime R0HD. Les plus faibles valeurs ( $p < 0,05$ ) de l'activité de l' $\alpha$ -amylase ont été enregistrées dans les régimes R45 et R22. Cependant, il n'y avait pas de différence significative ( $p > 0,05$ ) entre le R11 et les 3 autres régimes.



**Figure 2.** Activité de l' $\alpha$ -amylase chez les poissons nourris avec les régimes expérimentaux à base de farine de moringa (A) et de tourteau de sésame (B). R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

### 3.4. Les coefficients de digestibilité

Les coefficients de digestibilité apparents de la matière sèche, des protéines et des lipides sont présentés dans le tableau 10. Les valeurs de ces coefficients de digestibilité ont été affectées par la qualité et le taux d'incorporation des ingrédients végétaux dans les régimes expérimentaux. En effet, le CUDa a été significativement plus élevé ( $p < 0,05$ ) chez les poissons nourris avec le régime témoin (R45) et les régimes R24 et R22 et plus faibles ( $p < 0,05$ ) avec le régime R0HC. Il n'y a pas eu de différence significative ( $p > 0,05$ ) entre les poissons nourris avec les régimes R12, R11 et R0HD.

Hormis les poissons nourris avec les régimes R11 et R12 qui avaient des valeurs plus faibles ( $p < 0,05$ ), il n'y a pas eu de différence significative ( $p > 0,05$ ) entre le régime contrôle et les autres régimes au niveau de la digestibilité des protéines (CUDa<sub>protéine</sub>). Cependant, il n'y a pas eu de différence significative entre le régime R11 et les régimes R24, R0HC et R0HD. Le régime R12 présente la plus faible valeur ( $p < 0,05$ ) de CUDa<sub>protéine</sub>.

Quant à la digestibilité des lipides, aucune différence significative ( $p > 0,05$ ) n'a été observée entre les poissons nourris avec le régime témoin et les régimes R22, R0HC et R0HD. La plus faible valeur ( $p < 0,05$ ) de CUDa<sub>lipide</sub> a été enregistrée chez les poissons nourris avec le régime R24. Cependant, il n'y a pas de différence significative ( $p > 0,05$ ) entre le régime R24 et les régimes R12 et R11, mais aussi entre ces deux derniers régimes et le régime R0HD.

Tableau 10. Coefficients de digestibilité apparente de la matière sèche, des protéines et des lipides chez les poissons nourris avec les différents régimes expérimentaux à base de farine de moringa et de tourteau de sésame

Paramètres	R45	R24	R22	R12	R11	R0HP	R0HD
<b>CUDa</b>	76,42 ± 4,86 <sup>a</sup>	78,37 ± 2,73 <sup>a</sup>	73,62 ± 3,08 <sup>a</sup>	63,74 ± 6,06 <sup>b</sup>	65,16 ± 1,22 <sup>b</sup>	56,16 ± 1,47 <sup>c</sup>	61,03 ± 2,07 <sup>b</sup>
<b>CUDa</b> protéine	88,40 ± 0,70 <sup>a</sup>	87,24 ± 0,19 <sup>ab</sup>	88,54 ± 0,29 <sup>a</sup>	82,65 ± 1,40 <sup>c</sup>	86,75 ± 0,77 <sup>b</sup>	87,80 ± 0,60 <sup>ab</sup>	86,99 ± 0,28 <sup>ab</sup>
<b>CUDa</b> lipide	96,41 ± 0,54 <sup>a</sup>	81,65 ± 7,02 <sup>c</sup>	95,94 ± 1,22 <sup>a</sup>	86,68 ± 2,97 <sup>bc</sup>	87,26 ± 0,34 <sup>bc</sup>	98,23 ± 0,11 <sup>at</sup>	92,78 ± 0,41 <sup>ab</sup>

CUDa : coefficient d'utilisation digestive apparent. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

#### 4. Discussion

Les résultats de cette étude montrent que nos conditions expérimentales étaient bonnes. En effet, pour les essais 1 et 2, nos résultats sur le SGR (variant de 3,43 à 4,43%/jour), le FE (variant de 1,17 à 1,25) et le PER (variant de 2,49 à 2,82) étaient élevés avec l'aliment commercial catco et étaient comparable à ceux obtenus par (Nyina-Wamwiza et al., 2007) chez la même espèce. Nyina-Wamwiza et al. (2007) avaient obtenus juvéniles des tailles comparables à nos poissons des SGR, FE et PER respectivement de 3,10 %/jour, 1,27 et 2,77. Nos résultats montrent un effet significatif de la substitution de la FP poisson par les FV dans l'alimentation des juvéniles de poisson-chat africain. En effet, une substitution de la farine de poisson par les farines végétales à 50 % (régime contenant respectivement 360 et 300 g FV/kg d'aliment) n'a pas eu d'effet négatif sur le SGR et le FE chez le poisson-chat africain. Cependant, une substitution de plus de 50% de la FP (régime contenant moins de 220 g de FP /kg d'aliment) par les farines végétales, a entraîné une baisse significative du SGR et du FE quel que soit le type de FV utilisé. En comparant l'utilisation des différents ingrédients entre eux, ces paramètres étaient supérieurs chez les poissons nourris avec les régimes contenant le tourteau de sésame comparativement à ceux nourris avec une forte teneur de farine moringa. En effet, le SGR était par exemple supérieur chez les poissons nourris avec le R22 (contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP et 150 g kg<sup>-1</sup> de tourteau de sésame, SGR=4,03 %/jour) comparativement à ceux nourris avec le R24 (contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP et 180 g kg<sup>-1</sup> de farine de moringa, SGR=2,90 %/jour). A ce jour, plusieurs études ont été menées sur la substitution de la FP par différents types de FV dans l'alimentation du poisson-chat africain et très peu parmi ces études ont porté sur l'utilisation du tourteau de sésame et les farines de moringa. En effet, Gbadamosi et Osungbemi (2016) avec un mélange de FV composé de tourteaux de soja, d'arachide et de farine de moringa et contenant 235 g de FP/kg d'aliment ont enregistré des SGR de 1,98 %/jour (Pmi de 11,54 ± 2,1g pendant 56 jours), inférieurs au SGR du R24 (2,90 %/jour). Jimoh et Aroyehun (2011) avec un mélange de tourteaux de soja et de sésame, contenant 266 g de FP /kg ont par contre enregistré un SGR de 3,01 %/jour (Pmi de 6,37 ± 0,2.g pendant 56 jours) qui étaient quasi similaires au SGR du R24 (2,90 %/jour). Quant au SGR du R22 (4,03 %/jour) contenant le tourteau de sésame, il était supérieur à ceux enregistrés par ces auteurs. Certains auteurs utilisant d'autres sources de FV ou de farines animales ont également montré que la FP peut être substituée à 35% par les farines de graines de fenugrec (Sheikhlal et al., 2018), à 100% par un mélange de tourteaux de tournesol, d'arachide, de farine de sang et de viscères de poulet (Nyina-Wamwiza et al., 2010) et également à 100% par le tourteau de soja, la farine de volaille et la farine de viande et d'os (Goda et al., 2007). Chez d'autres espèces, telles que la truite arc-en-ciel, la substitution de 52% de la FP (272 g/kg contre 567g de FP pour l'aliment contrôle) par le tourteau de sésame

a donné de meilleures performances de croissance qu'avec l'aliment contrôle FP (Nang Thu et al., 2011). Cependant, chez le tilapia du Nil et le poisson-chat du Bocourti, une utilisation de la farine de moringa au-delà 100 g/kg dans les aliments contenant la FP a des teneurs respectives 340 et 330 g/ kg d'aliment a altéré les performances de croissance de ces deux espèces ( Richter et al., 2003; Puycha et al., 2017). La variation du taux optimum de substitution de la farine de poisson par les farines végétales chez le poisson-chat africain peut être liée à plusieurs facteurs tels que le stade de développement des poissons, les conditions d'élevage, les techniques de nourrissage, la composition des aliments et la présence des facteurs antinutritionnels (FAN) liés le plus généralement à la qualité des ingrédients composant l'aliment (Lin et Luo, 2011; Liu et al., 2016).

La baisse des performances de croissance chez les poissons nourris avec les régimes contenant des quantités élevées de FV pourrait être principalement liée à la baisse du FI chez ces poissons. En effet, on observe une baisse progressive du FI, proportionnelle à l'augmentation des FV dans les aliments. Ces résultats corroborent ceux de Gbadamosi et Osungbemiro (2016), Sourabié et al. (2018), Sheikhlar et al. (2018) dans lesquels on observait la diminution du FI due à la présence des FV a eu comme conséquence, la baisse de la croissance. Ces mêmes observations ont été faites chez d'autres espèces telles que le poisson-chat d'Ussuri (Bu et al., 2017), le loup de mer noir (Anderson et al., 2016), le mérrou géant (García-Ortega et al., 2016). Plusieurs raisons pourraient expliquer la baisse du FI dans notre étude. L'une des principales raisons pourrait être la présence de FAN dans les FV, qui en plus d'avoir des effets anti-palatables, diminueraient également la digestibilité des aliments et nutriments à travers l'inhibition de certaines enzymes digestives (Hendricks, 2003; Lin et Luo, 2011; Nyina-Wamwiza et al., 2010; Puycha et al., 2017). En effet, concernant la farine de moringa, des études ont montré qu'elle contient des saponines, des tannins et de l'acide phytique qui réduisent la croissance chez les poissons (Richter et al., 2003; Gbadamosi et Osungbemiro, 2016; Puycha et al., 2017). Les saponines et les tannins présents dans la farine de moringa sont connues pour avoir un goût amer qui limitent la FI chez les poissons (Afuang et al., 2003). Quant à l'acide phytique, elle réduirait la biodisponibilité des minéraux et la digestibilité des protéines en formant des complexes acide phytique-protéines et endommagerait le caecum pylorique en réduisant l'absorption des nutriments (Francis et al., 2001). Les FAN contenus dans le sésame sont l'oxalate et l'acide phytique. En effet, les graines de sésame contiennent une grande quantité d'oxalate et d'acide phytique (Narasinga Rao, 1985; Johnson et al., 1979). L'acide oxalique réduit la disponibilité physiologique du calcium de la graine. Cependant, le décorticage et la cuisson des graines peut réduire de 74% la présence de ces FAN dans les graines de sésame (Hossain et Jauncey, 1990; Salunkhe et al., 1991).

La diminution de la croissance des poissons avec les teneurs élevées de FV pourrait être aussi due à la faible digestibilité des ingrédients végétaux par les poissons. En effet, le CUDa de la matière sèche présentait les mêmes tendances que les performances de croissance. On observe en effet, une diminution du CUDa, lorsque le taux d'incorporation des FV augmente ; et cette diminution devient significative lorsque la FP est remplacée à plus de 50% par les farines végétales. Des résultats similaires, ont été enregistré chez le tilapia hybride, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus* (Yue et Zhou, 2008), la daurade noire (Sun et al., 2015) et le poisson-chat d'Ussuri (Wang et al., 2016; Bu et al., 2017) lorsqu'au moins 50% de la FP est remplacé par du tourteau de soja. Nos résultats sont par contre contraires à ceux de Nyina-wamwiza et al. (2010) chez le poisson-chat africain qui avaient trouvé des CUDa plus élevés dans les régimes FV que dans les régimes FP. Dans la plupart de ces études, la diminution du CUDa de la matière sèche serait liée aux fortes teneurs en fibres des aliments. En effet, dans l'étude de Nyina-Wamwiza et al. (2010) les aliments contenant les quantités élevées de fibres (NDF et ADF), avaient les CUDa plus faibles. Ce qui est contraire à notre étude car la teneur en fibres (NDF et ADF) étaient plus élevées dans les régimes riches en FP, que ceux riches en FV. Cela implique que, la baisse de la digestibilité dans notre étude serait due à d'autres facteurs tels que la présence des FAN les présents dans la farine de moringa et le tourteau de sésame cités plus haut. Contrairement au CUDa de la matière sèche, le CUDa des protéines étaient quasi similaires dans tous les régimes sauf pour le R12 qui étaient significativement plus faibles. Malgré cette différence le CUDa<sub>protéine</sub> est resté très élevé dans tous les régimes avec des valeurs comprises entre 82,65 et 87,24%. Ces valeurs étaient quasi similaires à ceux obtenus par Nyina-Wamwiza et al. (2010) (87,6-89,5%) chez le poisson-chat africain nourris avec les tourteaux de tournesol et d'arachide, Da et al. (2013) (81,1-87,2%) chez le poisson-chat rayé nourris avec les farines de feuilles de maïs, patate douce et manioc, la brisure de riz, le tourteau de soja et la farine de lentilles Bu et al. (2017) (83,1-90,2%) chez le poisson-chat d'Ussuri, nourris avec la farine de graines de coton. Puycha et al. (2017) avaient obtenus des CUDa des protéines (87,37-91,87%) légèrement plus élevé chez le poisson-chat du Bocourti nourris avec des régimes contenant des quantités variables de farine de moringa. Comme dans notre étude, dans les études Nyina-Wamwiza et al. (2010) et Da et al. (2013), il n'y avait pas de différence significative au niveau du CUDa<sub>protéine</sub> entre les poissons nourris avec l'aliment témoin et les autres régimes contenant les FV. Selon Nyina-Wamwiza et al. (2010), cette amélioration de la digestibilité des protéines végétales pourrait être due à la réduction ou l'élimination des différents FAN, plus particulièrement l'acide phytique et les tannins qui interagissent avec les protéines pour former des complexes, par les différents processus de prétraitements. Ainsi, la bonne digestibilité des protéines dans nos régimes pourrait être liée au prétraitement à l'eau chaude subit par les différents FV afin de réduire les FAN. Quant au CUDa des lipides, il reste également très élevé dans tous les

régimes (variant de 81 à 98%). Ces résultats étaient quasi-similaires par ceux obtenus par Bu et al. (2017) sur le poisson-chat d'Ussuri. Cette forte digestibilité des lipides dans notre étude pourrait être due au fait que, le poisson-chat africain utilise bien les huiles végétales autant que l'huile de poisson pour sa croissance. Cela corrobore la comparaison de notre étude dans laquelle il n'y a pas eu de différence significative au niveau des paramètres de croissances et d'utilisation de l'aliment entre les poissons nourris avec le R0HP (à base d'huile de poisson) et le R0HC (à base d'huile de coton). Des études antérieures chez cette espèce ont également montré que l'utilisation des huiles végétales n'altérerait pas les performances de croissance de cette espèce à cause de ses bonnes capacités de biosynthèses des AGE en AGLPI (Ng et al., 2003; Sourabié et al., 2018).

Etant donné que la digestibilité des protéines était quasi similaire dans les différents régimes expérimentaux, la baisse de la croissance des poissons nourris par les régimes à fortes teneurs de FV pourrait être due au profil en acides aminés des aliments. En effet la composition en AAI des régimes alimentaires est l'un des plus importants facteurs affectant le FI (Mambrini et al., 1999). Parmi ces AAI, l'arginine, la lysine et la méthionine semblent être les AAI dont les besoins sont les plus importants chez le poisson-chat africain (Oellermann et Hecht, 2000; Wilson, 2002; Nyina-Wamwiza et al., 2010). Dans notre étude, on observe une diminution des teneurs en méthionine et lysine avec l'augmentation de l'incorporation des FV. En effet, dans l'essai 1, la teneur en lysine dans les régimes expérimentaux avait diminué de 3,35% à 2,32% et celle de la méthionine était passée de 1,28% à 0,57 % avec l'incorporation des FV. Dans l'essai 2, la teneur en lysine dans les régimes expérimentaux avait diminué de 3,58% à 1,60% et celle de la méthionine était passée de 1,18% à 0,48 %. Bien que les teneurs de ces AAI étaient proches des besoins du poisson-chat africain en se référant au ceux du poisson-chat américain *Ictalurus punctatus* (lysine : 1,23% ; méthionine : 0,46%, Wilson et Moreau, 1996; NRC, 2011), la baisse de la croissance des régimes contenant des fortes teneurs en FV pourrait être expliqué par la baisse de la teneur de ces AAI. Plusieurs auteurs ont reportés que la méthionine, suivie de la lysine, sont les principaux AAI limitant l'utilisation des FP par les FV et les sous-produits animaux (Burel et Médale, 2014; Nunes et al., 2014). Aussi, il a été démontré que le remplacement de 52% de la FP par les FV diminuait la teneur en méthionine dans les régime alimentaires, entraînant une faible consommation alimentaire, et par conséquent, une diminution des performances de croissance de certaines espèces de poissons comme le poisson-chat méridionale *Silurus meridionalis* ou la carpe gibel, *C. auratus gibelio* (Ai et Xie, 2005; Hu et al., 2008). Il a été récemment démontré que la méthionine peut interférer avec diverses voies endocriniennes impliquées dans la régulation de l'appétit de certaines espèces de poissons (Bonacic et al., 2017). En plus des FAN, la baisse de la teneur en AAI dans notre étude pourrait s'expliquer aussi, par le fait que la teneur en protéines dosée

dans la majeure partie des régimes expérimentaux à base de FV était inférieure à celle dosée dans l'aliment contrôle R45, et cela a contribué à réduire la teneur en AAI et par conséquent la croissance des poissons. Par exemple, le R45 (tableau 1) contenait 414,5 g kg<sup>-1</sup> de protéines brutes contre 348,8 g kg<sup>-1</sup> pour le R0HP soit une différence de plus de 50 g kg<sup>-1</sup>.

La baisse de la croissance, due à la baisse de la digestibilité de la matière sèche, pourrait être liée à l'activité des enzymes digestives, car la digestibilité des ingrédients est directement liée à l'activité des enzymes digestives (Silva et al., 2010). En effet, chez les poissons nourris avec les régimes expérimentaux, la substitution de la FP par la farine de moringa (essai 1) n'a pas eu d'effet significatif sur l'activité de la pepsine. Par contre, la substitution de la FP par le tourteau de sésame (Essai 2) a entraîné une augmentation de l'activité de pepsine avec la plus forte activité dans le R0HD. De même que pour la pepsine, la substitution de la FP par la farine de moringa (essai 1) n'a pas eu d'effet significatif sur l'activité de  $\alpha$ -amylase excepté entre l'aliment contrôle (R45) et le R22. Dans l'essai 2, l'activité de  $\alpha$ -amylase a connu également une augmentation avec la substitution de FP par le tourteau de sésame. Ces différences dans l'activité des enzymes digestives en fonction des ingrédients utilisés ont été observées dans des études antérieures. Ainsi, la substitution de la FP par le tourteau de soja a entraîné une diminution de l'activité des protéases, lipases et amylases chez le bar japonais (Zhang et al., 2018), le bar rouge, *Pagrus major* (Murashita et al., 2015) et le tilapia hybride (Lin et Luo, 2011). En revanche, aucune différence significative n'a été observée dans l'activité de la protéase lorsque la FP a été substituée par les FV chez la morue atlantique, *Gadus morhua* (Førde-Skjærvik et al., 2006). Nya et Austin (2011) et Esmaili et al. (2017), par contre, ont enregistré une augmentation de l'activité des enzymes digestives telles que la pepsine, la phosphatase alcaline et la trypsine en incorporant la farine de l'ail dans l'alimentation de la truite arc-en-ciel. De nombreux facteurs influent sur la sécrétion d'enzymes digestives chez le poisson, notamment les habitudes alimentaires, les préférences alimentaires, la formulation des régimes et les FAN (Escaffre et al., 1997; Hidalgo et al., 1999; Pavasovic et al., 2007). En effet, les FAN comme les phytates et les tannins sont des inhibiteurs de l'activité de  $\alpha$ -amylase (Deshpande et Cheryan 1984). La présence de ces FAN dans le moringa pourrait donc expliquer l'inhibition de la pepsine et de l' $\alpha$ -amylase chez les poissons nourris avec les fortes teneurs de cet ingrédient. En revanche, la forte activité de ces enzymes digestives chez les poissons nourris avec le tourteau de sésame pourrait s'expliquer par le fait qu'il y contiendrait d'une part, moins de FAN que la farine de moringa, et d'autre part, que le traitement thermique à l'eau chaude aurait été beaucoup plus efficace chez ce dernier. La baisse de l'activité de l' $\alpha$ -amylase chez les poissons nourris avec les fortes teneurs de moringa dans l'essai 1 pourrait s'expliquer également par une diminution de teneur en amidon dans les aliments. En effet, la teneur en amidon était plus élevée dans l'aliment témoin (R45) et diminuait progressivement



avec l'incorporation de la farine de moringa. Cependant, dans l'essai 2 sur l'utilisation du tourteau sésame, on a obtenu des résultats contraires suggérant que des facteurs, autres que la teneur en amidon seraient à l'origine de l'activité de l' $\alpha$ -amylase. L'augmentation de l'activité de l'amylase, de la protéase et de la lipase semble stimuler le catabolisme des protéines, des lipides et des glucides et, par conséquent, améliorer la croissance (Johnston et al., 2004). Ce qui semble corroborer nos résultats qui ont affiché les meilleurs SGR et PER chez les poissons nourris avec le tourteau de sésame comparativement à ceux nourris avec la farine de moringa.

## **5. Conclusion**

Les résultats de cette étude montrent que la farine de poisson peut être remplacée jusqu'à 76-78% par un mélange de farines végétales et animales sans effet négatif sur la croissance et l'utilisation alimentaire dans l'alimentation du poisson-chat africain. Aussi, les résultats sur les performances de croissance et d'utilisation de l'aliment, la digestibilité, l'efficacité protéique et l'activité des enzymes digestives montrent que le tourteau de sésame est une meilleure alternative que la farine de moringa, pour la substitution de la FP dans l'alimentation du poisson-chat africain. Dans cette étude, les résultats obtenus avec les poissons nourris avec les régimes R0HP et R0HC montre une bonne utilisation des huiles végétales par le poisson-chat africain, confirmant ainsi les résultats obtenus dans nos chapitres précédents (Chapitre 5 et chapitre 6), qui montrent que contrairement aux protéines végétales qui sont un facteur limitant à la croissance de poisson chat africain, les huiles végétales sont capables de substituer totalement l'huile de poisson sans affecter sa croissance.

## Références

- Afuang, W., Siddhuraju, P., Becker, K., 2003. Comparative nutritional evaluation of raw, methanol extracted residues and methanol extracts of moringa (*Moringa oleifera* Lam.) leaves on growth performance and feed utilization in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquac. Res.* 34, 1147–1159. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2003.00920.x>.
- Ai, Q., Xie, X., 2005. Effects of Replacement of Fish Meal by Soybean Meal and Supplementation of Methionine in Fish Meal/Soybean Meal-based Diets on Growth Performance of the Southern Catfish *Silurus meridionalis*. *World Aquac. Soc.* 36, 498–507.
- Amaya, E.A., Davis, D.A., Rouse, D.B., 2007. Replacement of fish meal in practical diets for the Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) reared under pond conditions. *Aquaculture* 262, 393–401. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.11.015>.
- Anderson, A.D., Alam, M.S., Watanabe, W.O., Carroll, P.M., Wedegaertner, T.C., Dowd, M.K., 2016. Full replacement of menhaden fish meal protein by low-gossypol cottonseed flour protein in the diet of juvenile black sea bass *Centropristis striata*. *Aquaculture* 464, 618–628. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.08.006>.
- Anson, M.L., 1938. The Estimation of Pepsin, Trypsin, Papain, and Cathepsin With Hemoglobin. *J. Gen. Physiol.* 22, 79–89. <https://doi.org/10.1085/jgp.22.1.79>.
- Anvo, M.P.M., Sissao, R., Aboua, B.R.D., Zoungrana-Kaboré, C.Y., Otchoumou, A.K., Kouamelan, E.P., Toguyéni, A., 2017. Preliminary use of cashew kernel oil in *Clarias gariepinus* fingerlings diet: comparison with fish oil and palm oil. *Int. Aquat. Res.* 9, 129–139. <https://doi.org/10.1007/s40071-017-0162-5>.
- AOAC, I., 1990. Official Methods of Analysis (Volume 1), Fifteenth. ed. Association of Official Analytical Chemists. 641 p.
- Azaza, M.S., Mensi, F., Kammoun, W., Abdelouaheb, A., Brini, B., Kraïem, M., 2009. Nutritional evaluation of waste date fruit as partial substitute for soybean meal in practical diets of juvenile Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L. *Aquac. Nutr.* 15, 262–272. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2008.00591.x>.
- Bernfeld, P., 1951. Enzymes of starch degradation and synthesis. *Adv. Enzymol. Relat. Areas Mol. Biol.* 12, 379–428.

- Bonacic, K., Martínez, A., Gisbert, E., Estévez, A., Morais, S., 2017. Effect of alternative oil sources at different dietary inclusion levels on food intake and appetite regulation via enteroendocrine and central factors in juvenile *Solea senegalensis* (Kaup, 1858). *Aquaculture* 470, 169–181. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.12.033>.
- Bradford, M.M., 1976. A Rapid and Sensitive Method for the Quantitation Microgram Quantities of Protein Utilizing the Principle of Protein-Dye Binding. *Anal. Biochem.* 72, 248–254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3).
- Bu, X., Chen, A., Lian, X., Chen, F., Zhang, Y., Muhammad, I., Ge, X., Yang, Y., 2017. An evaluation of replacing fish meal with cottonseed meal in the diet of juvenile Ussuri catfish *Pseudobagrus ussuriensis*: Growth, antioxidant capacity, nonspecific immunity and resistance to *Aeromonas hydrophila*. *Aquaculture* 479, 829–837. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.07.032>.
- Bureau, D.P., Harris, A.M., Cho, C.Y., 1999. Apparent digestibility of rendered animal protein ingredients for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 180, 345–358. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(99\)00210-0](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(99)00210-0).
- Burel, C., Médale, F., 2014. Protein sources in animal feed: what about the utilization of plant-proteins in fish feed. In: Peyronnet, C (Ed.), OCL, Oilseeds and Fats. *Crop. Lipids* 21, D406.
- Cahu, C.L., Zambonino Infante, J.L., 1994. Early weaning of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae with a compound diet: Effect on digestive enzymes. *Comp. Biochem. Physiol. -- Part A Physiol.* 109, 213–222. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(94\)90123-6](https://doi.org/10.1016/0300-9629(94)90123-6).
- Cockson, A., Bourne, D., 1972. Enzymes in the digestive tract of two species of euryhaline fish. *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* 41, 715–718.
- Da, C.T., Lundh, T., Lindberg, J.E., 2013. Digestibility of dietary components and amino acids in animal and plant protein feed ingredients in striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*) fingerlings. *Aquac. Nutr.* 19, 619–628. <https://doi.org/10.1111/anu.12021>.
- Da, C.T., Lundh, T., Lindberg, J.E., 2012. Evaluation of local feed resources as alternatives to fish meal in terms of growth performance, feed utilisation and biological indices of striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*) fingerlings. *Aquaculture* 364–365, 150–156. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.08.010>.

- Desphande, S.S. and Cheryan, M., 1985. Evaluation of vanillin assays for tannin analysis of dry beans. *J. Food Sci.*, 50, 905–910.
- Escaffre, A.M., Zambonino Infante, J.L., Cahu, C.L., Mambrini, M., Bergot, P., Kaushik, S.J., 1997. Nutritional value of soy protein concentrate for larvae of common carp (*Cyprinus carpio*) based on growth performance and digestive enzyme activities. *Aquaculture* 153, 63–80. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00010-0](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00010-0).
- Esmaeili, M., Abedian Kenari, A., Rombenso, A.N., 2017. Effects of fish meal replacement with meat and bone meal using garlic (*Allium sativum*) powder on growth, feeding, digestive enzymes and apparent digestibility of nutrients and fatty acids in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792). *Aquac. Nutr.* 23, 1225–1234. <https://doi.org/10.1111/anu.12491>.
- Fagbenro, O.A., 1998. Apparent digestibility of various oilseed cakes/meals in African catfish diets. *Aquac. Int.* 6, 317–322. <https://doi.org/10.1023/A:1009299630503>.
- FAO, 2010. The state of world fisheries and aquaculture. Rome, 197 p.
- FAO, 2014. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Rome, 255 p.
- FAO, 2016. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture: Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous. Rome, 224 p.
- FAO, 2018. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018. Atteindre les objectifs de développement durable. Rome. 237 p.
- Foidl, N., Makkar, H.P.S., Becker, K., 2001. The potential of *Moringa oleifera* for agricultural and industrial uses. *miracle tree Mult. Attrib. Moringa* 45–76.
- Folch, J., Lees, M., Sloane Stanley, G.H., 1957. A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. *J biol Chem* 226, 497–509.
- Førde-Skjærvik, O., Refstie, S., Aslaksen, M.A., Skrede, A., 2006. Digestibility of diets containing different soybean meals in Atlantic cod (*Gadus morhua*); comparison of collection methods and mapping of digestibility in different sections of the gastrointestinal tract. *Aquaculture* 261, 241–258. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.07.009>.
- Francis, G., Makkar, H.P.S., Becker, K., 2001. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. *Aquaculture* 199, 197–227. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(01\)00526-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00526-9).

- Furukawa, A., Tsukahara, H., 1966. On the acid digestion method for the determination of chromic oxide as an index substance in the study of digestibility of fish feed. Bull. Japanese Soc. Sci. Fish. 32, 502–506.
- García-Ortega, A., Kissinger, K.R., Trushenski, J.T., 2016. Evaluation of fish meal and fish oil replacement by soybean protein and algal meal from *Schizochytrium limacinum* in diets for giant grouper *Epinephelus lanceolatus*. Aquaculture 452, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.020>.
- Gatlin, D.M., Barrows, F.T., Brown, P., Dabrowski, K., Gaylord, T.G., Hardy, R.W., Herman, E., Hu, G., Krogdahl, A., Nelson, R., Overturf, K., Rust, M., Sealey, W., Skonberg, D., Souza, E.J., Stone, D., Wilson, R., Wurtele, E., 2007. Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. Aquac. Res. 38, 551–579. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01704.x>.
- Gbadamosi, O.K., Osungbemi, N.R., 2016. Growth and nutritional performance of African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) fed varying inclusion levels of dietary Moringa oleifera leaf meal. Livest. Res. Rural Dev. 28.
- Goda, A.M., El-Haroun, E.R., Kabir Chowdhury, M.A., 2007. Effect of totally or partially replacing fish meal by alternative protein sources on growth of African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) reared in concrete tanks. Aquac. Res. 38, 279–287. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01663.x>.
- Hendricks, J.D., 2003. Adventitious toxins, in: Fish Nutrition. Elsevier, pp. 601–649.
- Hernández, A.J., Román, D., Hooft, J., Cofre, C., Cepeda, V., Vidal, R., 2013. Growth performance and expression of immune-regulatory genes in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) juveniles fed extruded diets with varying levels of lupin (*Lupinus albus*), peas (*Pisum sativum*) and rapeseed (*Brassica napus*). Aquac. Nutr. 19, 321–332. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2012.00961.x>.
- Hertrampf, J.W., Piedad-Pascual, F., 2012. Handbook on ingredients for aquaculture feeds. Springer Sci. Bus. Media, 573 p.
- Hidalgo, M.C., Urea, E., Sanz, A., 1999. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. Aquaculture 170, 267–283. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00413-X](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00413-X).
- Hossain, M.A., Jauncey, K., 1990. Detoxification of linseed and sesame meal and evaluation

- of their nutritive value in the diet of common carp (*Cyprinus carpio* L.). Asian Fish. Sci 3, 169–183.
- Hu, M., Wang, Y., Wang, Q., Zhao, M., Xiong, B., Qian, X., Zhao, Y., Luo, Z., 2008. Replacement of fish meal by rendered animal protein ingredients with lysine and methionine supplementation to practical diets for gibel carp, *Carassius auratus gibelio*. Aquaculture 275, 260–265.
- Huisman, J., Van der Poel, A.F.B., Liener, I.E., 1989. Recent advances of research in antinutritional factors in legume seeds. Pudoc, Wageningen 118–120.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E.D., Kestemont, P., 2008. Mineral status of African catfish (*Clarias gariepinus*) fed diets containing graded levels of soybean or cottonseed meals. Aquaculture 275, 298–305. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.11.038>.
- Jimoh, W.A., Aroyehun, H.T., 2011. Evaluation of cooked and mechanically defatted sesame (*Sesamum indicum*) seed meal as a replacer for soybean meal in the diet of African catfish (*Clarias gariepinus*). Turkish J. Fish. Aquat. Sci. 11, 185–190. <https://doi.org/10.4194/trjfas.2011.0202>.
- Jimoh, W.A., Fagbenro, O.A., Adeparusi, E.O., 2014. Response of African Catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), Fingerlings Fed Diets Containing Differently Timed Wet-Heat-Treated Sesame (*Sesamum indicum*) Seedmeal. Agric. Sci. 05, 1159–1171. <https://doi.org/10.4236/as.2014.512126>.
- Johnson, L.A., Suleiman, T.M., Lusas, E.W., 1979. Sesame protein: A review and prospectus. J. Am. Oil Chem. Soc. 56, 463–468. <https://doi.org/10.1007/BF02671542>.
- Johnston, D.J., Ritar, A.J., Thomas, C.W., 2004. Digestive enzyme profiles reveal digestive capacity and potential energy sources in fed and starved spiny lobster (*Jasus edwardsii*) phyllosoma larvae. Comp. Biochem. Physiol. - B Biochem. Mol. Biol. 138, 137–144. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2004.02.013>.
- Kissinger, K.R., García-Ortega, A., Trushenski, J.T., 2016. Partial fish meal replacement by soy protein concentrate, squid and algal meals in low fish-oil diets containing *Schizochytrium limacinum* for longfin yellowtail *Seriola rivoliana*. Aquaculture 452, 37–44. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.022>.

- Krogdahl, A., 1989. Alternative protein sources from plants contain antinutrients affecting digestion in salmonids. In: Proceedings of the Third International Symposium on Feeding and Nutrition in Fish (Takeda, M. & Watanabe, T. eds), pp. 253–261. Toba, Japan.
- Liener, I., 2012. Toxic constituents of plant foodstuffs. Elsevier. 516 p.
- Lim, S.J., Lee, K.J., 2009. Partial replacement of fish meal by cottonseed meal and soybean meal with iron and phytase supplementation for parrot fish *Oplegnathus fasciatus*. Aquaculture 290, 283–289. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.02.018>.
- Lin, S., Luo, L., 2011. Effects of different levels of soybean meal inclusion in replacement for fish meal on growth, digestive enzymes and transaminase activities in practical diets for juvenile tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. Anim. Feed Sci. Technol. 168, 80–87. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2011.03.012>.
- Liu, H., Zhu, X., Yang, Y., Han, D., Jin, J., Xie, S., 2016. Effect of substitution of dietary fishmeal by soya bean meal on different sizes of gibel carp (*Carassius auratus gibelio*): Nutrient digestibility, growth performance, body composition and morphometry. Aquac. Nutr. 22, 142–157. <https://doi.org/10.1111/anu.12239>.
- Makkar, H.P.S., Becker, K., 1996. Nutritional value and antinutritional components of whole and ethanol extracted *Moringa oleifera* leaves. Anim. Feed Sci. Technol. 63, 211–228. [https://doi.org/10.1016/S0377-8401\(96\)01023-1](https://doi.org/10.1016/S0377-8401(96)01023-1).
- Mambrini, B.M., Kaushik, S.J., 1995. Indispensable amino acid requirements of fish: correspondence between quantitative data and amino acid profiles of tissue proteins 11, 240–247.
- Mambrini, M., Roem, A.J., Carvèdi, J.P., Lallès, J.P., Kaushik, S.J., 1999. Effects of replacing fish meal with soy protein concentrate and of DL-methionine supplementation in high-energy, extruded diets on the growth and nutrient utilization of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. J. Anim. Sci. 77, 2990–2999. <https://doi.org/10.2527/1999.77112990x>.
- Moawad, U., Awaad, A., Tawfik, M., 2016. Histomorphological, histochemical, and ultrastructural studies on the stomach of the adult African catfish (*Clarias gariepinus*). J. Microsc. Ultrastruct. 5, 155. <https://doi.org/10.1016/j.jmau.2016.08.002>.
- Moore, S., Spackman, D., Stein, W., 1958. Chromatography of amino acid on polystyrene sulfonated resins. Anal. Chem., 30, 1185–1200.

- Moutinho, S., Peres, H., Serra, C., Martínez-Llorens, S., Tomás-Vidal, A., Jover-Cerdá, M., Oliva-Teles, A., 2017. Meat and bone meal as partial replacement of fishmeal in diets for gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles: Diets digestibility, digestive function, and microbiota modulation. *Aquaculture* 479, 721–731. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.07.021>.
- Murashita, K., Fukasa, H., Takahashi, N., Hosomi, N., Matsunari, H., Furuita, H., Oku, H., Yamamoto, T., 2015. Effect of feed ingredients on digestive enzyme secretion in fish. *Bull. Fish. Res. Agen.* 40, 69–74.
- Nang Thu, T.T., Bodin, N., Saeger, S., Larondelle, Y., Rollin, X., 2011. Substitution of fish meal by sesame oil cake (*Sesamum indicum* L.) in the diet of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* W.). *Aquac. Nutr.* 17, 80–89. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2009.00732.x>.
- Narasinga Rao, M.S., 1985. Nutritional aspect of oil seeds. In: H.C. Srivastava, S. Bhaskaran, B. Vatsya and K.K.G. Menon (Eds.), *Oil Seed Productions – constraints and opportunities*, New Delhi: 625–634.
- Ng, W., Lim, P., Boey, P., 2003. Dietary lipid and palm oil source affects growth , fatty acid composition and muscle  $\alpha$ -tocopherol concentration of African catfish , *Clarias gariepinus*. *Aquaculture* 215, 229–243.
- NRC, 2011. *Nutrient requirements of fish and shrimp*. Washington, DC Natl. Acad. Press 392 p.
- Nunes, A.J.P., Sá, M.V.C., Browdy, C.L., Vazquez-Anon, M., 2014. Practical supplementation of shrimp and fish feeds with crystalline amino acids. *Aquaculture* 431, 20–27. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.003>.
- Nya, E.J., Austin, B., 2011. Dietary modulation of digestive enzymes by the administration of feed additives to rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* Walbaum. *Aquac. Nutr.* 17. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2010.00782.x>.
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Kestemont, P., 2007. Potential of local agricultural by-products for the rearing of African catfish *Clarias gariepinus* in Rwanda: Effects on growth, feed utilization and body composition. *Aquac. Res.* 38, 206–214. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01658.x>.
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Richir, J., Rollin, X., Kestemont, P., 2010. Partial or total replacement of fish meal by local agricultural by-products in diets of juvenile African



- catfish (*Clarias gariepinus*): growth performance, feed efficiency and digestibility. *Aquac. Nutr.* 16, 237–247. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2009.00658.x>.
- Oellermann, L.K., Hecht, T., 2000. Comparison of the fillet yield, protein content and amino acid profile of *Clarias gariepinus* and the *Clarias gariepinus* x *Heterobranchius longifilis* hybrid. *Aquac. Res.* 31, 553–556. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2000.00453.x>.
- Pavasovic, A., Anderson, A.J., Mather, P.B., Richardson, N.A., 2007. Influence of dietary protein on digestive enzyme activity, growth and tail muscle composition in redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens). *Aquac. Res.* 38, 644–652. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01708.x>.
- Pratoomyot, J., Bendiksen, E.Å., Bell, J.G., Tocher, D.R., 2010. Effects of increasing replacement of dietary fishmeal with plant protein sources on growth performance and body lipid composition of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture* 305, 124–132. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.04.019>.
- Puycha, K., Yuangsoi, B., Charoenwattanasak, S., Wongmaneeprateep, S., Niamphithak, P., Wiriapattanasub, P., 2017. Effect of moringa (*Moringa oleifera*) leaf supplementation on growth performance and feed utilization of Bocourti's catfish (*Pangasius bocourti*). *Agric. Nat. Resour.* 51, 286–291. <https://doi.org/10.1016/j.anres.2017.10.001>.
- Raji, A.A., Alaba, P.A., Yusuf, H., Abu Bakar, N.H., Mohd Taufek, N., Muin, H., Alias, Z., Milow, P., Abdul Razak, S., 2018. Fishmeal replacement with *Spirulina Platensis* and *Chlorella vulgaris* in African catfish (*Clarias gariepinus*) diet: Effect on antioxidant enzyme activities and haematological parameters. *Res. Vet. Sci.* 119, 67–75. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2018.05.013>.
- Richter, N., Siddhuraju, P., Becker, K., 2003. Evaluation of nutritional quality of Moringa leaves as an alternative protein source for tilapia. *Aquaculture* 217, 599–611.
- Salunkhe, D.K., Chavan, J.K., Adsule, R.N., Kadam, S.S., 1991. Sesame. *World Oilseeds Chem. Technol. Util.* 371–402.
- Sheikhlar, A., Goh, Y.M., Ebrahimi, M., Romano, N., Webster, C.D., Alimon, A.R., Daud, H., Javanmard, A., 2018. Replacement of dietary fishmeal for fenugreek seed meal on the growth, body composition, innate immunological responses and gene expression of hepatic insulin-like growth factors in African catfish (*Clarias gariepinus*). *Aquac. Nutr.* 24, 1718–1728. <https://doi.org/10.1111/anu.12806>.

- Shepherd, C.J., Jackson, A.J., 2013. Global fishmeal and fish-oil supply : inputs , outputs and 2012, 1–21. <https://doi.org/10.1111/jfb.12224>.
- Silva, F.C.P., Nicoli, J.R., Zambonino-Infante, J.L., Le Gall, M.M., Kaushik, S., Gatesoupe, F.J., 2010. Influence of partial substitution of dietary fish meal on the activity of digestive enzymes in the intestinal brush border membrane of gilthead sea bream, *Sparus aurata* and goldfish, *Carassius auratus*. *Aquaculture* 306, 233–237. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.05.018>.
- Solomon, S.G., Okomoda, V.T., Onah, R.E., 2017. Nutritional profile of soaked *Cajanus cajan* (L.) Millsp. and its utilization as partial replacement for soybean meal in the diet of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) fingerlings. *J. Appl. Ichthyol.* 33, 450–457. <https://doi.org/10.1111/jai.13280>.
- Solomon, S.G., Okomoda, V.T., Oguiche, O., 2018. Nutritional value of raw *Canavalia ensiformis* and its utilization as partial replacement for soybean meal in the diet of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) fingerlings. *Food Sci. Nutr.* 6, 207–213. <https://doi.org/10.1002/fsn3.548>.
- Sourabié, A., Mandiki, S.N.M., Geay, F., Sene, T., Toguyeni, A., Kestemont, P., 2018. Fish proteins not lipids are the major nutrients limiting the use of vegetable ingredients in catfish nutrition. *Aquac. Nutr.* 24, 1–13. <https://doi.org/10.1111/anu.12676>.
- Sun, H., Tang, J. wu, Yao, X. hong, Wu, Y. fei, Wang, X., Liu, Y., Lou, B., 2015. Partial substitution of fish meal with fermented cottonseed meal in juvenile black sea bream (*Acanthopagrus schlegelii*) diets. *Aquaculture* 446, 30–36. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.04.020>.
- Torstensen, B.E., Espe, M., Sanden, M., Stubhaug, I., Waagbø, R., Hemre, G.I., Fontanillas, R., Nordgarden, U., Hevrøy, E.M., Olsvik, P., Berntssen, M.H.G., 2008. Novel production of Atlantic salmon (*Salmo salar*) protein based on combined replacement of fish meal and fish oil with plant meal and vegetable oil blends. *Aquaculture* 285, 193–200. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.08.025>.
- Tyagi, A.K., 2002. Influence of water soaking of mustard cake on glucosinolate hydrolysis. pp. 215–219.
- Uys, W., Hecht, T., 1987. Assays on the digestive enzymes of sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae). *Aquaculture* 63, 301–313. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(87\)90080-9](https://doi.org/10.1016/0044-8486(87)90080-9).

- Wang, Y., Yu, S., Wang, Y., Che, J., Zhao, L., Bu, X., Yang, Y., 2016. Effect of replacing fish meal with soybean meal on growth, feed utilization and nitrogen and phosphorus excretion of juvenile *Pseudobagrus ussuriensis*. *Aquac. Res.* 47, 3145–3155. <https://doi.org/10.1111/are.12765>.
- Wilson, R.P., 2002. Amino Acids and Proteins. *Fish Nutr.* 143–179.
- Wilson, R.P., Moreau, Y., 1996. Nutrient requirements of catfishes (Siluroidei). *Aquat. Living Resour.* 9, 103–111. <https://doi.org/10.1051/alr:1996045>.
- Yue, Y.R., Zhou, Q.C., 2008. Effect of replacing soybean meal with cottonseed meal on growth, feed utilization, and hematological indexes for juvenile hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. *Aquaculture* 284, 185–189. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.07.030>.
- Zhang, C., Rahimnejad, S., Wang, Y. ru, Lu, K., Song, K., Wang, L., Mai, K., 2018. Substituting fish meal with soybean meal in diets for Japanese seabass (*Lateolabrax japonicus*): Effects on growth, digestive enzymes activity, gut histology, and expression of gut inflammatory and transporter genes. *Aquaculture* 483, 173–182. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.10.029>.

# **Partie 3**

## **Discussion générale et Conclusion**

## Chapitre 6. Discussion générale

Ce travail de thèse s'inscrit dans la problématique aquacole de l'utilisation des huiles végétales et sous-produits agro-industriels locaux dans l'alimentation des juvéniles du poisson-chat africain. Dans le souci de réduire les coûts de production des fermes aquacoles et suite à la carence en farines et huiles de poissons, les huiles végétales et les sous-produits agro-industriels locaux pourraient être utilisés pour remplacer partiellement ou totalement ces huiles et farines de poissons. Dans ce chapitre, nous ferons la synthèse des résultats obtenus au cours de cette étude, tout en recadrant avec la logique des objectifs spécifiques fixés au préalable. A terme, nous proposerons des axes d'investigations futures en relation avec nos résultats.

Chez les poissons, les lipides et les protéines sont les macronutriments les plus importants permettant un bon développement des différentes espèces de poisson (Guillaume et al., 1999) ; d'où l'utilisation de la farine et de l'huile de poisson provenant des pêches de capture dans la formulation des aliments pour poissons d'élevage afin de couvrir leurs besoins en protéines et lipides (Geay, 2011). Cependant le prix élevé des farines et huiles de poissons couplé à la baisse de leur disponibilité et accessibilité en aquaculture (Tacon et Metian, 2008; FAO, 2016, 2018) ont amené les entreprises aquacoles à diversifier les matières premières incorporées dans les aliments aquacoles, en particulier en utilisant les protéines et huiles végétales, disponibles en plus grande quantité et avec plus de régularité (Singh et al., 2003; Naylor et al., 2009; FAO, 2014, 2016). Cependant l'utilisation des farines et/ou huiles végétales entraînent souvent des effets négatifs sur la croissance, le développement et la composition nutritionnelle des poissons.

Plusieurs études ont été menées en vue de réduire la proportion des farines et des huiles de poisson dans l'alimentation des poissons avec des résultats plus ou moins satisfaisants. En effet, de nombreuses études ont montré, notamment celles de Geay et al. (2015), Teoh et Ng, (2016), Yilmaz et al. (2016), Nayak et al. (2017), que l'utilisation des huiles végétales en remplacement total de l'huile de poisson respectivement chez la perche commune, le tilapia hybride, le bar européen et le bar argenté, réduit la croissance de ces espèces malgré l'utilisation de la farine de poisson ou d'autres protéines de bonne qualité comme source protéique. Plusieurs auteurs ont également montré qu'une substitution totale ou partielle de la farine de poisson par les farines végétales ou certains sous-produits agro-industriels diminue la croissance chez le tilapia du Nil et le tilapia hybride (Richter et al., 2003; Lin et Luo, 2011), les poissons-chats du Bocourti et d'Ussuri (Bu et al., 2017; Puycha et al., 2017), le loup de mer noir (Anderson et al., 2016) et le mérou géant (García-Ortega et al., 2016). Chez le poisson-chat africain, de nombreuses études ont été menées sur l'utilisation des différentes

sources de protéines et de lipides dans son alimentation (Fagbenro, 1998; Ng et al., 2003; Nyina-Wamwiza et al., 2007, 2010; Jimoh et al., 2014), cependant aucune étude à notre connaissance n'a mené une étude comparative sur l'importance de ces deux macronutriments, afin de déterminer le nutriment le plus limitant dans l'alimentation de cette espèce. Aussi, bien qu'une caractérisation du gène codant pour la FADS2 ait été récemment faite chez le poisson-chat africain (Obloh et al., 2016), il n'existe pas encore de données sur le fonctionnement des gènes des désaturases (Fads2) et élongases (Elovl5) suite à un challenge nutritionnel

Notre premier objectif a été, d'une part, de déterminer entre les protéines et les lipides le facteur le plus limitant dans la croissance du poisson-chat africain, afin de procéder à une meilleure sélection des sous-produits locaux entrant dans la substitution des farines et huiles de poisson, et, d'autre part, de déterminer les capacités de bioconversion des AGE en AGLPI de l'espèce. Pour cela, quatre régimes alimentaires ont été formulés parmi lesquels les farines et les huiles de poisson ont été totalement remplacées par des ingrédients 100% végétaux. Ces ingrédients végétaux étaient le tourteau de soja et la farine de lupin blanc pour l'apport protéique. Quant aux huiles, les huiles de lin et de coton ont été utilisées.

Les résultats de cette étude montrent que les aliments contenant les huiles végétales ont des résultats zootechniques très satisfaisants et identiques aux régimes avec l'huile de poisson. Cette comparaison est valable pour les régimes ayant des sources protéiques identiques. Ces résultats montrent aussi que la substitution totale de l'huile de poisson par les huiles végétales est possible chez le poisson-chat africain. Etant donné la grande disponibilité des huiles végétales au Burkina Faso et leur faible prix comparativement aux huiles de poissons, leur utilisation permettra de réduire les coûts de productions des fermes aquacoles par la baisse des coûts de production de l'aliment. En effet, l'huile de poisson (huile de menhaden utilisée dans notre étude, prix=22958 FCFA) est de 6 à 57 fois plus chères que les huiles végétales inventoriées dans notre étude. Les farines de poissons trouvées localement sont généralement moins chères mais leur qualité biochimique (dont la teneur en protéines) est souvent médiocre. Ng et al. (2003) ont obtenu des résultats similaires chez cette espèce avec l'utilisation de l'huile de palme comparativement à l'huile de poisson et comme source protéique la caséine (dans tous les régimes). Nos résultats ont montré que cette bonne utilisation des huiles végétales pourrait être due au fait que le poisson-chat africain est capable de bioconvertir les AGE présents dans les huiles végétales en AGLPI pour satisfaire ses besoins. Cette hypothèse serait possible d'autant plus qu'il a été observé au niveau du régime FPHV (composé de farine de poisson, huile végétale) une hausse de l'expression des gènes des élongases (elovl5) dans le foie comparativement aux régimes contenant l'huile de poisson (FMFO et VMFO). Les élongases sont des enzymes qui interviennent dans la biosynthèse des

AGLPI chez les poissons. Cette capacité de biosynthèse des AGE en AGLPI pour compenser le déficit en AGLPI dans l'aliment a été démontrée chez d'autres espèces telles que le saumon atlantique (Zheng et al., 2005; Hixson et al., 2017), le tilapia du Nil (Teoh et al., 2011) et le bar asiatique (Glencross et al., 2016). Contrairement aux huiles végétales, une substitution totale des farines de poisson par les farines végétales a par contre entraîné une baisse considérable des résultats zootechniques chez les juvéniles du poisson-chat africain. En effet, les SGR étaient compris entre 4,71% j<sup>-1</sup> et 4,83% j<sup>-1</sup> et entre 2,09% j<sup>-1</sup> et 2,17% j<sup>-1</sup> respectivement entre les poissons nourris avec les régimes farines de poisson et farines végétales. Cette baisse de la croissance est due à la baisse de la prise alimentaire (FI) qui était de 2,34 g poisson<sup>-1</sup> jour<sup>-1</sup> et 1,40 g poisson<sup>-1</sup> jour<sup>-1</sup> respectivement pour les poissons nourris avec les régimes FP et FV. La baisse de la FI pourrait être liée à la présence de FAN présents dans le tourteau de soja et la farine de lupin utilisés (Francis et al., 2001; Aldin et al., 2006 ; Zhang et al., 2012). Contrairement à nos résultats, Nyina-Wamwiza et al. (2010) ont enregistré chez le poisson-chat africain des performances de croissance (SGR = 2,55 j<sup>-1</sup>) statistiquement identiques au régime FP (SGR = 2,80% j<sup>-1</sup>) en remplaçant totalement la FP par un mélange de tourteau de tournesol décortiqué, supplémenté par du tourteau d'arachide, de farine d'haricot et un mélange de farine animale composé de farine de sang et de viscères de poulet. Cet apport en protéines d'origine animale constitue sans doute le facteur principal qui explique les différences entre les résultats de Nyina-Wamwiza et al. (2010) et les nôtres. Kader et al. (2012) et Shi et al. (2017) ont également substitué totalement la farine de poisson dans l'alimentation de la dorade rouge et du carassin gibel. Dans ces études, les farines végétales étaient supplémentées, soit par des farines animales telles que les farines de crevettes et de calamar (Kader et al., 2012), soit par la farine d'algue telle que la chlorelle qui est une algue très riche en protéines (environ 50% de la matière sèche) et en acides gras polyinsaturés. Ces résultats chez le poisson-chat africain et d'autres espèces de poissons montrent l'importance de la supplémentation des farines végétales par des sources protéiques animales ou végétales afin d'améliorer l'apport protéique de l'aliment. De plus, bien que le poisson-chat africain soit une espèce omnivore, les caractéristiques histologiques de son estomac chez les juvéniles et adultes sont quasi similaires à celles d'un poisson carnivore (Moawad et al., 2016), ce qui peut justifier l'importance d'une supplémentation des farines végétales par les farines animales. Ces résultats indiquent qu'une bonne sélection des FV locales au Burkina Faso, supplémentée avec des farines animales, permettrait de substituer totalement ou partiellement la farine de poisson chez le poisson-chat africain.

Notre étude a montré que l'ingrédient le plus limitant dans l'alimentation des juvéniles du poisson-chat africain est la farine de poisson. Cependant, bien que les huiles végétales associées à la farine de poisson n'altèrent pas les performances de croissances, elle pourrait

avoir un impact sur la qualité du poisson pour le consommateur en modifiant le profil en acides gras des poissons. En effet, plusieurs auteurs ont montré chez le tilapia hybride (Teoh et Ng, 2016), le saumon atlantique (Hixson et al., 2017), le bar argenté (Nayak et al., 2017) et la truite arc-en-ciel (Yildiz et al., 2018), que la substitution totale de l'huile de poisson par les huiles végétales a induit une diminution significative des teneurs en AGLPI dans les muscles en raison de sa faible teneur ou de son absence dans les aliments. Aussi, la bioconversion des AGE en AGLPI est fonction de la quantité et de la qualité des AGE présents dans les huiles végétales. Etant donné, la présence de diverses huiles végétales et de qualité différente disponibles au Burkina Faso, il serait judicieux de sélectionner, la meilleure en termes de coût et de composition en AGE permettant une meilleure biosynthèse des AGLPI chez le poisson-chat africain.

En effet, l'inventaire des sous-produits agro-industriels effectué dans le cadre de notre thèse nous a permis de recenser une diversité d'huiles végétales disponibles au Burkina Faso. Ces huiles végétales sont pour la plupart extraites (par solvant ou à chaud) des graines oléagineuses (sésame, tournesol, arachide, anacarde..) et du coton, qui sont cultivés au pays. Parmi, les huiles végétales recensées, l'huile de coton occupe la première place en termes de quantité produite par an. Toutes ces huiles végétales inventoriées sont disponibles quelle que soit la période de l'année et leur prix varie très peu. Parmi les huiles végétales inventoriées, seule l'huile de palme est importée des pays voisins (Cote d'Ivoire et Ghana), cependant, elle est plus disponible et moins chère (1250 FCFA/l) que certaines huiles végétales produites telle que l'huile de sésame (4000 FCFA/l).

L'objectif de cette étude était de trouver des huiles végétales (HV) permettant de remplacer l'huile de poisson (HP), afin de formuler un aliment adéquat pour le poisson-chat africain à moindre coût. Pour cela, quatre huiles végétales différentes au niveau de leur profil en acides gras ont été testées. Il s'agit de l'huile de coton (CO), l'huile de palme (PO), l'huile du dattier du désert (DO) et le beurre de karité (SB). Les huiles végétales utilisées avaient toutes des teneurs en précurseurs de la voie n-6 (LA) plus élevées qu'en ceux de la voie n-3 (ALA). Cependant, la valeur la plus élevée de LA a été enregistrée dans le DO (29,55%), suivi du CO (27,06%). Le PO (7,98%) et SB (6,92%) avaient les plus faibles valeurs de LA. Quant à l'ALA, sa teneur était plus élevée dans SB (0,90%), suivi des régimes CO (0,75%) et DO (0,73%) qui avaient pratiquement les mêmes teneurs, tandis que le régime PO (0,35%) avait la plus faible valeur. Il faut noter que tous les régimes formulés contenaient des quantités identiques de FP (450 g kg<sup>-1</sup>) comme source protéique.



Dans l'ensemble, sauf pour le SB, les poissons nourris avec les différentes huiles végétales ont donné des résultats intéressants au niveau des paramètres zootechniques car il n'y avait pas de différence entre les régimes HV et HP. Malgré que la croissance était plus faible avec le SB, le SGR des poissons restait néanmoins élevé ( $\text{SGR} = 4,14\% \text{ j}^{-1}$ ). Le régime DO enregistrait le SGR le plus élevé ( $\text{SGR} = 4,39\% \text{ j}^{-1}$ ) numériquement. Ces résultats confirment notre hypothèse selon laquelle les sources d'huiles n'étaient pas le principal facteur limitant la croissance chez cette espèce. Des résultats similaires ont été obtenus avec l'utilisation de l'huile d'anacarde (contenant 16,94% de LA et 0,2% de ALA) qui a montré des performances de croissance identiques à l'huile de poisson (Anvo et al., 2017). Cependant au niveau du profil en acides gras des muscles des poissons, les régimes à base des huiles végétales ont permis une production substantielle dans le muscles de poisson d'AGLPI qui sont des acides gras très importants et indispensables, aussi bien pour les poissons que pour la consommation humaine. Il faut d'abord rappeler que les teneurs en AGLPI (ARA, EPA et DHA) dans les régimes formulés étaient plus élevées dans le régime HP que dans les 04 régimes HV. Malgré ces différences, les poissons nourris avec le DO ont montré des teneurs en ARA les plus élevées (3,5%) comparativement aux poissons nourris avec les autres régimes y compris le régime témoin avec l'huile de poisson FO (2,1%), régime qui contenait pourtant la teneur en ARA la plus élevée. La teneur en ARA des poissons nourris avec CO (2,9%) était également plus élevée comparativement à ceux nourris avec le régime HP (FO). Quant aux poissons nourris avec PO et SB, ils avaient des teneurs en ARA plus faibles comparativement aux autres régimes HV mais pas différentes du régime FO. Quant à l'EPA et le DHA, leurs teneurs étaient plus faibles dans les muscles des poissons nourris avec le régime HP que dans les régimes HV. Cependant, l'EPA était plus élevé dans les poissons du SB (4,6%) que dans les 3 autres régimes HV. L'importance de l'ARA au niveau de la croissance a été démontrée chez plusieurs espèces de poissons. En effet, Il a été rapporté que des niveaux adéquats d'ARA dans le régime alimentaire soutenaient la croissance de différentes espèces de poissons telles que le turbot (Castell et al., 1994), le bar européen (Geay et al., 2010) et le saumon atlantique (Tocher et Glencross, 2015; Hixson et al., 2017). En effet, Tocher et Glencross (2015) ont montré que les juvéniles du saumon atlantique nourris avec un ratio ARA / EPA de 0,66 dans l'aliment avaient une meilleure croissance que les poissons nourris avec un régime ayant des ratios ARA / EPA faibles de 0,11; ce qui suggère que l'ARA a un effet stimulant sur le processus de croissance par rapport à d'autres AGLPI tels que l'EPA.

Parmi tous les facteurs susceptibles d'expliquer les effets des huiles végétales sur la croissance et le profil en acides gras des muscles, nous nous sommes principalement intéressés aux capacités de biosynthèse des AGLPI pour couvrir les besoins du poisson, à cause de sa déficience dans les aliments HV. La biosynthèse des AGLPI se fait suivant une

cascade de réactions enzymatiques faisant intervenir des désaturases (*Fads*) et des élongases (*Elovl*), qui permettent de convertir l'ALA en EPA et DHA et le LA en ARA (Tocher, 2015). La forte teneur en ARA chez les poissons du DO peut s'expliquer par la forte expression des gènes *fads2* et *elovl5* dans le foie de ces poissons. En effet, l'expression des gènes était plus élevée chez ces poissons que chez les poissons nourris avec FO. De même, la teneur en EPA élevée dans SB comparativement aux autres régimes HV peut s'expliquer également par la forte expression de ces gènes dans ces poissons. Ces résultats montrent que le poisson-chat africain est capable de biosynthétiser les AGLPI lorsque ceux-ci sont déficients dans leur régime, à partir d'un aliment riche en AGE. Cette différence au niveau de la biosynthèse des AGLPI entre les différentes huiles végétales pourrait être due, d'une part à la teneur des précurseurs LA et ALA dans les aliments, et, d'autre part, au ratio n3/n6 des régimes. En effet, Tan et al. (2009) et Ng et Andin (2011) ont montré que le poisson-chat jaune et le masheer de Malaisie avaient des meilleures performances de croissance avec de faibles ratios n3/n6 ou ALA/LA qu'avec des ratios plus élevés. A notre connaissance, nos résultats ont mis en évidence pour la première fois les capacités de bioconversion des AGLPI du poisson-chat africain par l'alimentation à travers la mesure l'expression des gènes *fads2* et *elovl5* dans le foie. Une augmentation de l'expression des gènes *fads2* et *elovl5* a aussi été enregistré chez le saumon atlantique (Zheng et al., 2005a), le bar européen (Geay et al., 2010; Jin et al., 2017), le pavillon tacheté (Xie et al., 2016, 2014) et le tilapia hybride rouge (Teoh et Ng, 2016) lorsque HP est remplacée par HV dans leur alimentation.

Cette bonne performance de croissance de nos poissons avec l'utilisation des HV est également le signe d'une bonne santé. En effet, des études antérieures menées chez d'autres espèces de poisson-chat ont montré que les poissons nourris avec des HV riches en ALA présentaient un meilleur taux de croissance due à une résistance accrue aux maladies par rapport aux poissons nourris avec un régime alimentaire riche en LA (Fracalossi et Lovell, 1994; Li et al., 1994; Legendre et al., 1995; Vargas et al., 2013). Les AGLPI, ARA et EPA sont les précurseurs de deux groupes d'écosanoides, tels que les leucotriènes et les prostaglandines, qui sont impliqués dans le processus inflammatoire et dans d'autres mécanismes de l'immunité (Guillaume et al., 1999; Montero et al., 2003). Chez les mammifères comme chez les poissons, l'ARA est le précurseur des leucotriènes B4 et de la prostaglandine, deux des principaux écosanoïdes impliqués dans la régulation des fonctions immunitaires (Claesson et al., 1992; Secombes et al., 1994; Knight et Rowley, 1995). L'utilisation des HV peut avoir comme conséquence une amélioration des performances de reproduction des poissons. Les AGLPI contenus dans les aliments affectent également les performances de reproduction des poissons. En effet, l'étude de Nyina-wamwiza et al. (2012) a montré que, chez le poisson-chat africain, la fécondité des femelles et le taux d'éclosion œufs étaient

meilleurs chez les poissons nourris avec le régime 0% FP qu'avec l'aliment contrôle contenant 50% de FP (500 g kg<sup>-1</sup>), à cause du profil en acides gras des aliments qui était différent. De même, le niveau plasmatique de la 11-kétotestostérone (11-KT) et la spermatogenèse étaient également meilleurs chez les males des poissons nourris avec le régime 0% FP qu'avec l'aliment control contenant 50% de FP (500 g kg<sup>-1</sup>). Les AGLPI, en particulier l'ARA, régulent la production d'eicosanoïdes, notamment les prostaglandines impliquées dans plusieurs processus reproducteurs, dont la production des stéroïdes sexuels et le développement gonadique (Bromage et Roberts, 1995; Bruce et al., 1999; Sargent et al., 2003). Hors, nos poissons nourris avec les huiles végétales, particulièrement l'huile du dattier du désert (DO), avaient les teneurs en ARA les plus élevées. Néanmoins, l'amélioration des performances de reproduction du poisson-chat africain avec nos HV utilisées restent à démontrer.

En tenant compte des performances de croissance et des profils en AGLPI des muscles des poissons nourris avec les régimes HV, nous pouvons conclure que l'huile du dattier (DO) est la meilleure alternative parmi les huiles végétales utilisées pour substituer l'huile de poisson dans l'alimentation du poisson-chat africain. En plus, vu son prix (2000 FCFA) qui est plus de dix fois inférieur au prix de l'huile de poisson (22.958 FCFA), son utilisation permettrait de réduire les couts de production des aliments pour poisson-chat africain (tableau 1). Cependant, nous pensons qu'un bon mélange fait avec le DO et une huile beaucoup plus riche en précurseurs n-3 (ALA) que le SB (l'huile de lin par exemple) permettrait d'améliorer la qualité du poisson en EPA et DHA.

Tableau 1. Tableau récapitulatif du coût de production des quatre régimes expérimentaux de l'essai 2 évaluant l'efficacité du tourteau de sésame dans l'alimentation du poisson-chat africain

Ingrédients	Prix des ingrédients (FCFA/Kg)	R45	R22	R11	R0HD
Farine de poisson	15743	7084	3463	1732	0
Farine de sang	200	18	18	18	18
Farine de moringa	3000	0	210	210	300
Tourteau d'arachide	500	0	75	120	80
Tourteau de sésame	300	0	45	72	144
Huile de Menhaden	22958	1495	0	0	0
Huile de dattier	2000	0	104	88	80
Amidon	1500	420	326	233	119
$\alpha$ -cellulose	3100	198	0	0	0
Prémix minéral	1938	19	19	19	19
Prémix vitaminé	1938	19	19	19	19
Carboxymethylcellulose	3100	62	62	62	62
BHA	65530	33	33	33	33
BHT	32732	16	16	16	16
<b>Coût de l'aliment</b>		<b>9365</b>	<b>4391</b>	<b>2622</b>	<b>890</b>

BHA, butylated hydroxyanisole; BHT, butylated hydroxyl toluene. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

L'ensemble de nos résultats viennent confirmer une fois de plus le rôle primordial des sources de protéines sur la croissance du poisson-chat africain contrairement aux sources de lipides. Comme pour l'identification des huiles végétales, notre inventaire des sous-produits agro-industriels nous a permis de recenser une grande diversité de sous-produits végétaux et animaux disponibles au Burkina Faso. Il s'agit notamment des sons de céréales (riz, maïs, mil, sorgho...), des tourteaux d'oléagineux (soja, arachide, sésame, coton...), des farines de feuilles de moringa, des drèches de la brasserie, des farines de sang d'abattoir, des chenilles du karité. Tous ces sous-produits sans exception sont produits au Burkina Faso, et leur disponibilité, et donc leur prix, varie très peu au cours de l'année.

Le dernier objectif de notre étude a consisté à trouver, parmi ces ingrédients inventoriés, les ingrédients capables de remplacer la farine de poisson (FP), afin de formuler un aliment performant et à moindre coût pour le poisson-chat africain.

Différents régimes ont été formulés avec des substitutions croissantes (0, 50, 75 et 100%) de la FP par un mélange de sous-produits végétaux et agro-industriels locaux tels que les tourteaux d'arachide et de sésame, les farines de feuilles de moringa et de sang d'abattoir.

Les premiers résultats de cette étude montrent que jusqu'à 50% de la FP (240 et 220 g kg<sup>-1</sup> respectivement pour le R24 et le R22) des régimes peuvent être remplacés par un mélange de farine végétales (360 et 300 g kg<sup>-1</sup> respectivement pour le R24 et le R22) supplémenté par la farine de sang (90 g kg<sup>-1</sup> dans le R24 et R22) sans compromettre la croissance chez le poisson-chat africain. Cependant, les meilleures performances de croissance avec les régimes contenant les FV ont été enregistrées chez les poissons nourris avec les régimes contenant le tourteau de sésame R22 (SGR = 4,04% j<sup>-1</sup>) comparativement à ceux contenant de fortes teneurs de moringa R24 (SGR = 2,90% j<sup>-1</sup>). Le SGR avec le régime tourteau de sésame était supérieur à ceux obtenus par Nyina-Wamwiza et al. (2007) qui avaient aussi remplacé 50% de FP (250 g kg<sup>-1</sup>) par les tourteaux d'arachide, de tournesol, de soja et la farine de haricot avec des SGR compris entre 2,17% j<sup>-1</sup> et 3,47% j<sup>-1</sup>. Cette meilleure performance observée avec notre régime tourteau de sésame R22 peut être due, d'une part à la bonne formulation des régimes et, d'autre part, à la bonne qualité nutritionnelle du tourteau de sésame. En effet, la combinaison des différents sous-produits dans nos régimes nous a permis d'avoir des profils en acides aminés indispensables (Tableau 7, chapitre 7) satisfaisant les exigences du poisson-chat africain (Wilson et Moreau, 1996 ; Nyina-Wamwiza et al., 2010 ; NRC, 2011). Bien que les besoins en AAI du poisson-chat africain fussent couverts par nos régimes formulés, on constate néanmoins une baisse progressive de la teneur en AAI plus particulièrement la lysine et la méthionine avec l'augmentation de la teneur en FV. Cette baisse de la lysine et de la méthionine dans les aliments FV pourrait expliquer la baisse de la croissance des poissons avec l'augmentation des teneurs en FV. Il a été reporté par Ai et Xie (2005) et Hu et al. (2008) qu'une substitution partielle (52%) de la FP par les FV diminuait la teneur en méthionine dans les régimes alimentaires, entraînant une faible consommation alimentaire, et par conséquent, une diminution des performances de croissance chez le poisson-chat méridional et la carpe gibel. La procédure de fabrication industrielle des tourteaux de sésame au Burkina Faso (par extraction à chaud) permet d'obtenir des produits de bonne qualité pouvant être utilisés davantage dans les régimes alimentaires pour les poissons. Selon Guillaume et al. (1999), la cuisson des tourteaux permet d'améliorer la digestibilité de leur amidon et des autres composés celluloseux. En outre, le chauffage détruit les facteurs antinutritionnels, notamment l'acide phytique contenu dans le tourteau de sésame (Hossain et Jauncey, 1990 ; Salunkhe et al., 1992). En effet, le régime tourteau de sésame R22 était bien digéré (CUDa de la matière sèche = 73,62% et CUDa<sub>protéine</sub> = 88,54) et sa digestibilité était similaire à celle du régime 100% FP. Quant au régime contenant de forte teneur de farine de feuilles de moringa R24 dans lequel 50% de FP a été remplacés, il a été également bien digérés (CUDa de la matière sèche = 78,37% et CUDa<sub>protéine</sub> = 87,24%, valeurs similaires aux régimes R45 et R22). Cependant, la baisse de la digestibilité était plus rapide avec l'augmentation progressive des farines de moringa qu'avec le tourteau de sésame. En

effet, la plus faible digestibilité a été enregistrée avec le régime R0HC contenant 380 g kg<sup>-1</sup> de moringa. Cette baisse de la digestibilité pourrait être due à l'inhibition de l'activité de la pepsine et de l' $\alpha$ -amylase (Figure 1 et figure 3, chapitre 7) chez les poissons nourris avec les fortes teneurs de moringa, due à la présence de FAN dans le moringa ( Richter et al., 2003; Gbadamosi et Osungbemi, 2016 ; Puycha et al., 2017). En effet, des études antérieures ont montré que l'utilisation des FV dans l'alimentation des poissons affecte l'activité des enzymes digestives. La substitution partielle et totale de la FP par les tourteaux de soja, de colza et de coton a entraîné une diminution de l'activité des protéases, lipases et amylases chez le bar japonais (Zhang et al., 2018), le bar rouge, *Pagrus major* (Murashita et al., 2015) et le tilapia hybride (Lin et Luo, 2011), par contre Nya et Austin (2011) et Esmaeili et al. (2017) ont enregistré une augmentation de l'activité des enzymes digestives telles que la pepsine, la phosphatase alcaline et la trypsine en incorporant la farine de l'ail dans l'alimentation de la truite arc-en-ciel. Shi et al. (2017) ont également enregistré des CUDa élevés de la matière sèche et des nutriments chez les juvéniles de le carassin gibelé nourris avec un mélange de FV composé de farines de colza et de chorelle, comparativement à l'aliment contrôle FP. Cette digestibilité des nutriments chez les poissons nourris avec les FV était due à une hausse de l'activité des enzymes digestives, amylase, trypsine et lipase chez ces poissons comparativement à l'aliment contrôle FP. Les FAN que sont les phytates et les tannins sont des inhibiteurs de l'activité de  $\alpha$ -amylase (Deshpande et Cheryan, 1985). La présence de ces FAN dans le moringa pourrait donc expliquer l'inhibition de la pepsine et de l'  $\alpha$ -amylase chez les poissons nourris avec les fortes teneurs de cet ingrédient. La méthode de fabrication du tourteau de sésame (extraction à chaud) aurait contribué à réduire ces FAN dans cet ingrédient. Cette bonne qualité nutritionnelle du tourteau de sésame s'est manifestée également dans notre étude par un taux d'efficacité protéique (PER) très élevé au niveau des régimes contenant le tourteau de sésame. En effet, le meilleur PER a été obtenu avec le régime R22 (PER = 3,64) qui était supérieur à celui de l'aliment contrôle R45 (PER = 3,11). Par ailleurs, le tourteau de sésame (prix = 300 FCFA) est 10 fois moins cher sur le marché burkinabè que la farine de moringa (prix = 3000 FCFA) rendant son utilisation plus économique dans la production des fermes aquacoles. Cependant, le moringa a l'avantage d'être facile d'accès car les pisciculteurs peuvent produire eux-mêmes leur farine, vu que sa culture est très simple, et sa production a connu un essor ces dernières années au Burkina Faso avec la mise en place d'une filière de moringa et l'installation croissante de petites unités industrialisées de production de sa farine

La baisse de croissance due à l'utilisation des FV pourrait être également due à la faible digestibilité de certains minéraux tels que phosphore. En effet, Imorou Toko et al. (2008) a trouvé des faibles teneurs de phosphore dans les poissons nourris avec les régimes contenant

300 et 600g.kg<sup>-1</sup> de tourteaux de soja et de coton comparativement aux régimes FP chez les poissons-chats africains *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilius*. Cette baisse de la teneur du phosphore était due à la présence des FAN, plus précisément l'acide phytique dans les tourteaux de soja et de coton qui entraînerait la réduction de la teneur corporelle de ces minéraux. Chez le poisson-chat américain (Lovell, 1978), la carpe commune (Kim et al., 1998) et la dorade rouge (Hossain et al., 2016) une supplémentation des aliments en monophosphate a entraîné une meilleure stimulation de la vitesse de croissance chez ces espèces.

Nos résultats n'ont pas permis de faire une substitution totale de la farine de poisson par les sous-produits agro-industriels locaux comme dans l'étude de Nyina-Wamwiza et al. (2010) avec un mélange de tourteau de tournesol décortiqué, supplémenté par du tourteau d'arachide, de farine d'haricot et un mélange de farine animale composé de farine de sang et de viscères de poulet. Cependant, les paramètres zootechniques (SGR et PER) de notre régime contenant 0% de FP avec le tourteau de sésame (R0HD, SGR = 2,63%. j<sup>-1</sup>, PER = 2,81) était supérieur à ceux obtenus par ce régime % FP dans l'étude de Nyina-Wamwiza et al. (2010) (SGR = 2,55%. j<sup>-1</sup>, PER = 2,45). De même, ils étaient supérieurs à ceux de Fagbenro et Davies (1999), chez des juvéniles de poisson-chats africains nourris avec des régimes 40 % de protéines, renfermant des quantités croissantes de tourteau de soja décortiqué issus d'une extraction par solvant (25, 50 et 75 % de l'aliment), qui avaient des taux de croissance spécifique variant entre 2,03 et 2,20 % j<sup>-1</sup>.

Vu l'ensemble des résultats obtenus au cours de cette étude, l'huile du dattier du désert serait la meilleure alternative pour substituer l'huile de poisson dans l'alimentation du poisson-chat africain. En effet, on observe une diminution du prix de l'aliment avec l'utilisation de l'huile de dattier dans les aliments (Tableau 1). De plus, en termes de durabilité, cette huile reste une bonne alternative de substitution de l'huile de poisson. En effet, le dattier du désert *Balanites aegyptiaca*, dont les graines sont utilisées pour extraire l'huile, est une espèce ligneuse qui se développe sur pratiquement tous les types de sols du Burkina Faso, y compris les sols arides (Arbonnier, 2009). Comme son nom l'indique, elle est l'une des seules espèces qui poussent dans le désert burkinabé. Aussi, hormis ses feuilles qui sont utilisées comme fourrages pour le bétail, ses graines restent sous exploitées et constituent une source durable de production d'huile de dattier. Selon les rapports de l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agronomiques (INERA, Burkina Faso), la productivité en graine de dattier du désert peut atteindre les 500 kg/ha. Nos résultats sur l'importance de son huile dans l'alimentation du poisson-chat africain pourraient contribuer au développement d'une filière « huile du dattier du désert », ce qui permettrait de baisser encore le prix de cette huile sur le

marché. Quant aux farines végétales, le tourteau de sésame serait la meilleure source protéique pour substituer la FP dans l'alimentation du poisson-chat africain. En plus de son prix bas sur le marché comparativement à la farine de moringa, son utilisation semble plus durable, car il n'est pas très exploité dans l'alimentation du bétail comme le tourteau de coton et de soja. Néanmoins, la farine de moringa peut servir comme supplément alimentaire, à l'avantage d'avoir une production aisée et peut être produite par le pisciculteur afin de contourner son prix élevé sur le marché.

Afin de produire le poisson-chat africain à moindre coût au Burkina Faso, nous recommandons l'aliment R11, à base de tourteau de sésame et d'huile du dattier du désert, car bien que ses performances de croissance soient inférieures à ceux de l'aliment contrôle R45, son SGR de 3,58 reste très élevé, et ce régime possède le meilleur PER de tous les régimes formulés.



Tableau 2. Tableau récapitulatif du coût de production des cinq régimes expérimentaux de l'essai 1 évaluant l'efficacité de la farine de moringa dans l'alimentation du poisson-chat

Ingrédients	Prix des ingrédients (FCFA/Kg)	R45	R24	R12	R0HP	R0HC
<b>Farine de poisson</b>	15743	7084	3778	1889	0	0
<b>Farine de sang</b>	200	18	18	18	18	18
<b>Tourteau d'arachide</b>	500	0	90	140	190	190
<b>Farine de moringa</b>	3000	0	540	840	1140	1140
<b>Huile de menhaden</b>	22958	1495	712	694	1423	0
<b>Huile de coton</b>	590	0	18	18	0	37
<b>Amidon</b>	1500	420	296	178	56	56
<b>Carboxymethylcellulose</b>	3100	198	0	0	0	0
<b>Prémix minéral</b>	1938	19	19	19	19	19
<b>Prémix vitaminé</b>	1938	19	19	19	19	19
<b>CMC</b>	3100	62	62	62	62	62
<b>BHA</b>	65530	33	33	33	33	33
<b>BHT</b>	32732	16	16	16	16	16
<b>Coût de l'aliment</b>		<b>9365</b>	<b>5602</b>	<b>3927</b>	<b>2977</b>	<b>1590</b>

BHA, butylated hydroxyanisole; BHT, butylated hydroxyl toluene. R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide ; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide.

## Chapitre 7. Conclusion générale et perspectives

L'objectif de départ de cette thèse était de contribuer au développement de l'élevage du poisson-chat africain à travers la valorisation des sous-produits locaux dans la nutrition lipidique et protéique de cette espèce. Au terme de cette étude, les conclusions suivantes peuvent être tirées :

- Les capacités de biosynthèse des AGLPI du poisson-chat africain rendent possible la substitution totale l'huile de poisson par les huiles végétales locales riches en AGE, tant au niveau de la croissance que de leur composition biochimique. Parmi les huiles végétales utilisées dans notre étude, l'huile du dattier du désert apparaît être une meilleure alternative à la substitution de l'huile de poisson.
- Le poisson-chat africain valorise suffisamment les farines végétales locales lorsque celles-ci remplacent 50% de la FP (farine industrielle de muscle de morue, 220 g kg<sup>-1</sup>) supplémentées par la farine de sang d'abattoir (90 g kg<sup>-1</sup>). La combinaison de différentes farines végétales (tourteaux de sésame, d'arachide et farine de feuilles de moringa) nous a permis d'avoir de meilleures performances de croissance et d'avoir des profils en AAI satisfaisant les besoins du poisson-chat africain. Parmi les farines végétales, l'utilisation du tourteau de sésame comme farine végétale principale serait une bonne alternative à la substitution de la FP, car il a permis d'obtenir les meilleures performances de croissance des poissons et de digestibilité des aliments en stimulant l'activité des enzymes digestives. En plus en terme de prix, il était la farine végétale la moins chère (300 Fcfa / kg) comparativement au tourteau d'arachide (600 Fcfa / kg) et la farine de moringa (3000 Fcfa / kg). Quant à la farine de moringa, elle est serait plus utile en supplémentation a une teneur d'au plus 100 g kg<sup>-1</sup> permettant d'équilibrer les AA dans l'aliment.
- Pour produire le poisson-chat africain à moindre cout au Burkina Faso, le régime R11 à base de tourteau de sésame et d'huile du dattier du désert serait le meilleur choix.

Les résultats obtenus au terme de cette étude constituent une avancée certaine dans la connaissance sur la nutrition lipidique et protéique du poisson-chat africain. Cependant, la durée de nos expérimentations était de 70 jours maximum, ce qui ne permet de voir les effets à long terme de ces sous-produits agro-industriels sur la croissance de l'espèce jusqu'au stade commercial (généralement situé entre 500 g et 1 kg de poids corporel). Vu les observations faites sur l'utilisation des sous-produits agro-industriels, il serait dès lors intéressant de mener une étude à long terme (du stade juvénile jusqu'au poids marchand) pour bien apprécier leurs effets sur la croissance et la composition corporelle (et spécialement musculaire).

En plus des protéines et des lipides, les minéraux tels que le phosphore interviennent également dans le processus de la croissance des poissons, surtout en cas de remplacement de la farine de poisson par des farines végétales, puisque la digestibilité du phosphore est affectée par l'utilisation des farines végétales.

En plus de la croissance, il serait également intéressant d'évaluer l'effet de l'utilisation de ces sous-produits végétaux sur les performances de reproduction et la qualité des gamètes produits par cette espèce, car celles-ci-ci sont fortement influencées par la composition en acides gras des aliments.

Aussi, l'utilisation des sous-produits végétaux affecte très souvent la santé des poissons à travers la modification de paramètres immunitaires. Il serait dès lors intéressant d'évaluer les effets de ces sous-produits sur la résistance des poissons au stress et aux maladies.

Nos résultats sur la biosynthèse des AGLPI ont montré une facilité pour l'espèce de biosynthétiser l'ARA plutôt que l'EPA et le DHA. Néanmoins, l'utilisation du beurre de karité a permis de voir que l'espèce est aussi capable de biosynthétiser ces AGLPI de la voie n-3. Vu l'importance de ces derniers pour la consommation humaine, il serait très intéressant de mener une étude plus approfondie pour mieux comprendre les voies privilégiées de biosynthèse des AGLPI de la série n-3 chez le poisson-chat africain en fonction des sources de lipides fournies.

## Références bibliographiques

- Abdul Hamid, N.K., Carmona-Antoñanzas, G., Monroig, Ó., Tocher, D.R., Turchini, G.M., Donald, J.A., 2016. Isolation and Functional Characterisation of a fads2 in Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) with  $\Delta 5$  Desaturase Activity. PLoS One 11, e0150770. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0150770>.
- Ai, Q., Xie, X., 2005. Effects of Replacement of Fish Meal by Soybean Meal and Supplementation of Methionine in Fish Meal/Soybean Meal-based Diets on Growth Performance of the Southern Catfish *Silurus meridionalis*. World Aquac. Soc. 36, 498–507.
- Aldin, E., Reitmeier, C.A., Murphy, P., 2006. Bitterness of soy extracts containing isoflavones and saponins. J. Food Sci. 71. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2006.tb15643.x>.
- Ali, M.Z., Jauncey, K., 2005. Effect of dietary lipid to carbohydrate ratios on body composition, digestive enzyme activities and blood plasma components in African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Indian J. Fish. 52, 141–150.
- Ali, Z., 2001. Dietary protein and energy interactions in African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). PhD Thesis, Sterling University. 273 p.
- Amaya, E.A., Davis, D.A., Rouse, D.B., 2007. Replacement of fish meal in practical diets for the Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) reared under pond conditions. Aquaculture 262, 393–401. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.11.015>.
- Anderson, A.D., Alam, M.S., Watanabe, W.O., Carroll, P.M., Wedegaertner, T.C., Dowd, M.K., 2016. Full replacement of menhaden fish meal protein by low-gossypol cottonseed flour protein in the diet of juvenile black sea bass *Centropristis striata*. Aquaculture 464, 618–628. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.08.006>.
- Anvo, M.P.M., 2018. Utilisation de la farine de chenille *Cirina butyrospermi* et de l'huile d'anacarde comme des sources respectives de protéines et de lipides dans les élevages larvaire et post-larvaire de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Thèse de Doctorat, Université FHB (Côte d'Ivoire), 138 p.
- Anvo, M.P.M., Sissao, R., Aboua, B.R.D., Zoungana-Kaboré, C.Y., Otchoumou, A.K., Kouamelan, E.P., Toguyéni, A., 2017. Preliminary use of cashew kernel oil in *Clarias gariepinus* fingerlings diet: comparison with fish oil and palm oil. Int. Aquat. Res. 9, 129–139. <https://doi.org/10.1007/s40071-017-0162-5>.
- Arbonnier, M., 2009. Arbres, arbustes et lianes des zones sèches d'Afrique de l'Ouest. Editions Quae.

- Arndt, A., Van Neer, W., Hellemans, B., Robben, J., Volckaert, F., Waelken, M., 2003. Roman trade relationships at Sagalassos (Turkey) elucidated by ancient DNA of fish remains. *J. Archaeol. Sci.* 30, 1095–1105. [https://doi.org/10.1016/S0305-4403\(02\)00204-2](https://doi.org/10.1016/S0305-4403(02)00204-2).
- Babalola, T.O., Apata, D.F., Omotosho, J.S., Adebayo, M.A., 2011. Differential Effects of Dietary Lipids on Growth Performance, Digestibility, Fatty Acid Composition and Histology of African Catfish (*Heterobranchus longifilis*) Fingerlings. *Food Nutr. Sci.* 02, 11–21. <https://doi.org/10.4236/fns.2011.21002>.
- Bambio, Z.F., 2015. Poissons commerce importations Marché de poissons : hausse marquée des importations de congelés. *J. Agroaliment.* 1–3.
- Bell, J.G., Farndale, B.M., Dick, J.R., Sargent, J.R., 1996. Modification of membrane fatty acid composition, eicosanoid production, and phospholipase A activity in Atlantic salmon (*Salmo salar*) gill and kidney by dietary lipid. *Lipids* 31, 1163–1171.
- Bell, J.G., McEvoy, J., Tocher, D.R., McGhee, F., Campbell, P.J., Sargent, J.R., 2001. Replacement of Fish Oil with Rapeseed Oil in Diets of Atlantic salmon (*Salmo salar*) Affects Tissue Lipid Compositions and Hepatocyte Fatty Acid Metabolism. *J. Nutr.* 131, 1535–1543. <https://doi.org/10.1093/jn/131.5.1535>.
- Bondad-Reantaso, M.G., 2007. Assessment of freshwater fish seed resources for sustainable aquaculture, FAO Fisheries Technical Paper. 628 p. <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>.
- Bórquez, A.S., Hernández, A.J., Dantagnan, P., Saez, P., Serrano, E., 2011. Incorporation of Whole Lupin, *Lupinus albus*, Seed Meal in Commercial Extruded Diets for Rainbow Trout, *Oncorhynchus mykiss*: Effect on Growth Performance, Nutrient Digestibility, and Muscle Fatty Acid Composition. *J. World Aquac. Soc.* 42, 209–221. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2011.00457.x>.
- Bromage, N.R., Roberts, R.J., 1995. Broodstock management and egg and larval quality. Oxford, Blackwell Science, 414 p. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(96\)85211-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(96)85211-2).
- Bruce, M., Oyen, F., Bell, G., Asturiano, J.F., Farndale, B., Carrillo, M., Zanuy, S., Ramos, J., Bromage, N., 1999. Development of broodstock diets for the European Sea Bass (*Dicentrarchus labrax*) with special emphasis on the importance of n - 3 and n - 6 highly unsaturated fatty acid to reproductive performance. *Aquaculture* 177, 85–97. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(99\)00071-X](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(99)00071-X).
- Bu, X., Chen, A., Lian, X., Chen, F., Zhang, Y., Muhammad, I., Ge, X., Yang, Y., 2017. An evaluation of replacing fish meal with cottonseed meal in the diet of juvenile Ussuri catfish *Pseudobagrus ussuriensis*: Growth, antioxidant capacity, nonspecific immunity and

- resistance to *Aeromonas hydrophila*. *Aquaculture* 479, 829–837. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.07.032>.
- Burel, C., Boujard, T., Tulli, F., Kaushik, S.J., 2000. Digestibility of extruded peas, extruded lupin, and rapeseed meal in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* and turbot *Psetta maxima*. *Aquaculture* 285–298. [https://doi.org/10.1016/s0044-8486\(00\)00337-9](https://doi.org/10.1016/s0044-8486(00)00337-9).
- Burel, C., Médale, F., 2014. Protein sources in animal feed: what about the utilization of plant-proteins in fish feed. In: Peyronnet, C (Ed.), OCL, Oilseeds and Fats. *Crop. Lipids* 21, D406.
- Castell, J.D., Bell, J.G., Tocher, D.R., Sargent, J.R., 1994. Effects of purified diets containing different combinations of arachidonic and docosahexaenoic acid on survival, growth and fatty acid composition of juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture* 128, 315–333. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(94\)90320-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(94)90320-4).
- Castro, L.F.C., Monroig, O., Leaver, M.J., Wilson, J., Cunha, I., Tocher, D.R., 2012. Functional desaturase Fads1 ( $\Delta 5$ ) and Fads2 ( $\Delta 6$ ) orthologues evolved before the origin of jawed vertebrates. *PLoS One* 7, e31950.
- Castro, L.F.C., Tocher, D.R., Monroig, O., 2016. Long-chain polyunsaturated fatty acid biosynthesis in chordates: Insights into the evolution of Fads and Elovl gene repertoire. *Prog. Lipid Res.* 62, 25–40. <https://doi.org/10.1016/j.plipres.2016.01.001>.
- Claesson, H.-E., Odlander, B., Jakobsson, P.-J., 1992. Leukotriene B4 in the immune system. *Int. J. Immunopharmacol.* 14, 441–449.
- Cockson, A., Bourne, D., 1972. Enzymes in the digestive tract of two species of euryhaline fish. *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* 41, 715–718.
- Compaoré, I., Toguyéni, A., Rougeot, C., Kestemont, P., Melard, C., 2015. Morphometric and Meristic Identification of Wild Populations of *Clarias sp* and Their Hydro-Geographical Structuring in Burkina Faso. *Am. J. Agric. Sci.* 2, 208–216. <https://doi.org/10.1037/030096>.
- Corraze, G., 1999. Nutrition lipidique. *Nutr. Aliment. des Poisson. Crustac.* Ed. INRA-IFREMER, Saint Pee sur Nivelle, Fr. 147–169.
- Couet, C., 1994. Teneur moyenne des aliments en glucides, lipides ou protides. *Rev. Prat.* 44, 100–102.
- Dahlgren, B.T., 1980. The effects of three different dietary protein levels on the fecundity in the guppy, *Poecilia reticulata* (Peters). *J. Fish Biol.* 16, 83–97.
- De Graff, G., Janssen, H., 1996. Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish

- Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. FAO Fish. Tech. Pap. 362.
- De Moor, I.J., Bruton, M.N., 1988. Atlas of alien and translocated indigenous aquatic animals in southern Africa. National Scientific Programmes Unit: CSIR. 317 p.
- Degani, G., Ben-Zvi, Y., Levanon, D., 1989. The effect of different protein levels and temperatures on feed utilization, growth and body composition of *Clarias gariepinus* (Burchell 1822). Aquaculture 76, 293–301.
- Deshpande, S.S., Cheryan, M., 1985. Evaluation of vanillin assay for tannin analysis of dry beans. J. Food Sci. 50, 905–910.
- DGRH, 2011. Stratégie Nationale de Développement Durable des ressources Halieutiques à l'horizon 2025 (Burkina Faso). 39 p.
- DGRH, 2014. Stratégie Nationale de Développement Durable des ressources Halieutiques à l'horizon 2025 (Burkina Faso). 47 p.
- Drew, M.D., Ogunkoya, A.E., Janz, D.M., Van Kessel, A.G., 2007. Dietary influence of replacing fish meal and oil with canola protein concentrate and vegetable oils on growth performance, fatty acid composition and organochlorine residues in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Aquaculture 267, 260–268. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.01.002>.
- Ducarme, C., Micha, J.-C., 2003. Technique de production intensive du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*. Tropicultura 21, 189–198.
- Esmaili, M., Abedian Kenari, A., Rombenso, A.N., 2017. Effects of fish meal replacement with meat and bone meal using garlic (*Allium sativum*) powder on growth, feeding, digestive enzymes and apparent digestibility of nutrients and fatty acids in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792). Aquac. Nutr. 23, 1225–1234. <https://doi.org/10.1111/anu.12491>.
- Fagbenro, O.A., 1999. Comparative evaluation of heat-processed winged bean (*Psophocarpus tetragonolobus*) meals as partial replacement for fish meal in diets for the african catfish (*Clarias gariepinus*). Aquaculture 170, 297–305. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00409-8](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00409-8).
- Fagbenro, O.A., 1998. Apparent digestibility of various oilseed cakes/meals in African catfish diets. Aquac. Int. 6, 317–322. <https://doi.org/10.1023/A:1009299630503>.
- FAO, 2018. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018. Atteindre les objectifs de développement durable. Rome. 237 p.
- FAO, 2010. The state of world fisheries and aquaculture. Rome, 197 p.

- FAO, 2012. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Rome, 241 p.
- FAO, 2014. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Rome, 255 p.
- FAO, 2016. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture: Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous. Rome, 224 p.
- Fonseca-Madrigal, J., Karalazos, V., Campbell, P.J., Bell, J.G., Tocher, D.R., 2005. Influence of dietary palm oil on growth, tissue fatty acid compositions, and fatty acid metabolism in liver and intestine in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquac. Nutr.* 11, 241–250.
- Fonseca-Madrigal, J., Navarro, J.C., Hontoria, F., Tocher, D.R., Martínez-Palacios, C.A., Monroig, Ó., 2014. Diversification of substrate specificities in teleostei Fads2: characterization of  $\Delta 4$  and  $\Delta 6\Delta 5$  desaturases of *Chirostoma estor*. *J. Lipid Res.* jlr-M049791.
- Fracalossi, D.M., Lovell, R.T., 1994. Dietary lipid sources influence responses of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) to challenge with the pathogen *Edwardsiella ictaluri*. *Aquaculture* 119, 287–298. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(94\)90183-X](https://doi.org/10.1016/0044-8486(94)90183-X).
- Francis, G., Makkar, H.P.S., Becker, K., 2001. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. *Aquaculture* 199, 197–227. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(01\)00526-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00526-9).
- García-Ortega, A., Kissinger, K.R., Trushenski, J.T., 2016. Evaluation of fish meal and fish oil replacement by soybean protein and algal meal from *Schizochytrium limacinum* in diets for giant grouper *Epinephelus lanceolatus*. *Aquaculture* 452, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.020>.
- Gbadamosi, O.K., Osungbemi, O.K., 2016. Growth and nutritional performance of African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) fed varying inclusion levels of dietary *Moringa oleifera* leaf meal. *Livest. Res. Rural Dev.* 28.
- Geay, F., 2011. Effets d'une alimentation végétale sur la biosynthèse des acides gras et le métabolisme du bar européen (*Dicentrarchus labrax*). Thèse de Doctorat, Université de Bretagne Occidentale (France), 205 p.
- Geay, F., Culi, E.S.I., Corporeau, C., Boudry, P., Dreano, Y., Corcos, L., Bodin, N., Vandeputte, M., Zambonino-infante, J.L., Mazurais, D., Cahu, C.L., 2010. Regulation of FADS2 expression and activity in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.) fed a vegetable diet. *Comp. Biochem. Physiol. Part B* 156, 237–243. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2010.03.008>.
- Geay, F., Wenon, D., Mellery, J., Tinti, E., Mandiki, S., Tocher, D., Debier, C., Larondelle, Y.,



- Kestemont, P., 2015. Dietary Linseed Oil Reduces Growth while Differentially Impacting LC-PUFA Synthesis and Accretion into Tissues in Eurasian Perch (*Perca fluviatilis*). *Lipids* 50, 1219–1232. <https://doi.org/10.1007/s11745-015-4079-8>.
- Glencross, B., Blyth, D., Irvin, S., Bourne, N., Morton, K.M., Campet, M., Boisot, P., Wade, N.M., 2016. An evaluation of the complete replacement of both fishmeal and fish oil in diets for juvenile Asian seabass, *Lates calcarifer*. *Aquaculture* 451, 298–309. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.05.003>.
- Gregory, M.K., James, M.J., 2014. Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) Elovl5 and Elovl2 differ in selectivity for elongation of omega-3 docosapentaenoic acid. *Biochim. Biophys. Acta (BBA)-Molecular Cell Biol. Lipids* 1841, 1656–1660.
- Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Metailler, R., 1999b. Nutrition et alimentation des poissons et crustacés, R. Métaill. ed, INRA, Ifremer, INRA, Ifremer, 489 p.
- Guillou, H., Zadavec, D., Martin, P.G.P., Jacobsson, A., 2010. The key roles of elongases and desaturases in mammalian fatty acid metabolism: Insights from transgenic mice. *Prog. Lipid Res.* 49, 186–199.
- Hall, G.M., 2011. Fish Processing – Sustainability and New Opportunities. 296 p.
- Hastings, N., Agaba, M., Tocher, D.R., Leaver, M.J., Dick, J.R., Sargent, J.R., Teale, A.J., 2001. A vertebrate fatty acid desaturase with 5 and 6 activities. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 98, 14304–14309. <https://doi.org/10.1073/pnas.251516598>.
- Hastings, N., Agaba, M.K., Tocher, D.R., Zheng, X., Dickson, C.A., Dick, J.R., Teale, A.J., 2005. Molecular cloning and functional characterization of fatty acyl desaturase and elongase cDNAs involved in the production of eicosapentaenoic and docosahexaenoic acids from  $\alpha$ -linolenic acid in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Mar. Biotechnol.* 6, 463–474.
- Hecht, T., 1996. An alternative life history approach to the nutrition and feeding of Siluroidei larvae and early juveniles. *Aquat. Living Resour.* 9, 121–133. <https://doi.org/DOL:10.1051/alr:1996047>.
- Hecth, T., Uys, W., Britz, P.J., 1988. The culture of Sharptooth Catfish, *Clarias gariepinus* in Southern African. *South Africa Natl. Sci. Program. Rep.* 47–61.
- Henrotte, E., Kpogue, D., Mandiki, S.N.M., Wang, N., Douxfils, J., Dick, J., Tocher, D., Kestemont, P., 2011. n-3 and n-6 fatty acid bioconversion abilities in Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) at two developmental stages. *Aquac. Nutr.* 17, e216–e225.
- Henrotte, E., Overton, J.L., Kestemont, P., 2008. Effects of dietary n-3 and n-6 fatty acids levels on egg and larval quality of Eurasian perch. *Cybum* 32, 271–272.

- Hertrampf, J.W., Piedad-Pascual, F., 2012. Handbook on ingredients for aquaculture feeds. Springer Sci. Bus. Media, 573 p.
- Hixson, S.M., Parrish, C.C., Anderson, D.M., 2014. Use of camelina oil to replace fish oil in diets for farmed salmonids and Atlantic cod. *Aquaculture* 431, 44–52. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.042>.
- Hixson, S.M., Parrish, C.C., Xue, X., Wells, J.S., Collins, S.A., Anderson, D.M., Rise, M.L., 2017. Growth performance , tissue composition , and gene expression responses in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed varying levels of different lipid sources. *Aquaculture* 467, 76–88. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.04.011>.
- Hoffman, L.C., Prinsloo, J.F., 1995. The influence of different Dietary lipids on the growth and body composition of the African sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell). *S. Afr. J. Sci.* 91, 315–320.
- Hogendoorn, H., 1979. Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.): I. Reproductive biology and field experiments. *Aquaculture* 17, 323–333.
- Hogendoorn, H., 1981. Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.): IV. Effect of feeding regime in fingerling culture. *Aquaculture* 24, 123–131.
- Hogendoorn, H., Jansen, J.A.J., Koops, W.J., Machiels, M.A.M., Van Ewijk, P.H., Van Hees, J.P., 1983. Growth and production of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.): II. Effects of body weight, temperature and feeding level in intensive tank culture. *Aquaculture* 34, 265–285.
- Hossain, M.A., Jauncey, K., 1990. Detoxification of linseed and sesame meal and evaluation of their nutritive value in the diet of common carp (*Cyprinus carpio* L.). *Asian Fish. Sci* 3, 169–183.
- Hossain, M.S., Kader, M.A., Dey, T., Sony, N.M., Bulbul, M., Koshio, S., 2017. Effect of high inclusion of rendered animal by-product ingredients on growth, digestibility and economic performances in climbing perch *Anabas testudineus*. *Aquac. Res.* 48, 931–940. <https://doi.org/10.1111/are.12936>.
- Hossain, M.S., Koshio, S., Ishikawa, M., Yokoyama, S., Sony, N.M., 2016. Effects of dietary administration of guanosine monophosphate on the growth, digestibility, innate immune responses and stress resistance of juvenile red sea bream, *Pagrus major*. *Fish Shellfish Immunol.* 57, 96–106. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2016.08.026>.
- Hu, M., Wang, Y., Wang, Q., Zhao, M., Xiong, B., Qian, X., Zhao, Y., Luo, Z., 2008. Replacement of fish meal by rendered animal protein ingredients with lysine and methionine supplementation to practical diets for gibel carp, *Carassius auratus gibelio*.

- Aquaculture 275, 260–265.
- Huet, M., Timmermans, J.A., 1986. Textbook of fish culture. Breeding and cultivation of fish. Fishing News Books Ltd. 418 p.
- Hung, L.T., Binh, V.T.T., Thanh Truc, N.T., Tham, L.H., Ngoc Tran, T., 2015. Effects of dietary protein and lipid levels on growth, feed utilization and body composition in red-tailed catfish juveniles (*Hemibagrus wyckioides*, Chaux & Fang 1949). *Aquac. Nutr.* 23, 367–374. <https://doi.org/10.1111/anu.12401>.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E.D., Kestemont, P., 2008. Mineral status of African catfish (*Clarias gariepinus*) fed diets containing graded levels of soybean or cottonseed meals. *Aquaculture* 275, 298–305. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.11.038>.
- Imorou Toko, I., Fiogbe, E.D., Kestemont, P., 2008. Growth, feed efficiency and body mineral composition of juvenile vundu catfish (*Heterobranchus longifilis*, Valenciennes 1840) in relation to various dietary levels of soybean or cottonseed meals. *Aquac. Nutr.* 14, 193–203. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2007.00518.x>.
- Jimoh, W.A., Fagbenro, O.A., Adeparusi, E.O., 2014. Response of African Catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), Fingerlings Fed Diets Containing Differently Timed Wet-Heat-Treated Sesame (*Sesamum indicum*) Seedmeal. *Agric. Sci.* 05, 1159–1171. <https://doi.org/10.4236/as.2014.512126>.
- Jin, M., Yuan, Y., Lu, Y., Ma, H., Sun, P., Li, Y., Qiu, H., Ding, L., Zhou, Q., 2017. Regulation of growth, tissue fatty acid composition, biochemical parameters and lipid related genes expression by different dietary lipid sources in juvenile black seabream, *Acanthopagrus schlegelii*. *Aquaculture* 479, 25–37. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.05.017>.
- Jonas, E., Ragyanszki, M., Olah, J., Boross, L., 1983. Proteolytic digestive enzymes of carnivorous (*Silurus glanis* L.), herbivorous (*Hypophthalmichthys molitrix* Val.) and omnivorous (*Cyprinus carpio* L.) fishes. *Aquaculture* 30, 145–154.
- Kabeya, N., Chiba, M., Haga, Y., Satoh, S., Yoshizaki, G., 2017. Cloning and functional characterization of fads2 desaturase and elovl5 elongase from Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Comp. Biochem. Physiol. Part B* 214, 36–46. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2017.09.002>.
- Kader, M.A., Bulbul, M., Koshio, S., Ishikawa, M., Yokoyama, S., Nguyen, B.T., Komilus, C.F., 2012. Effect of complete replacement of fishmeal by dehulled soybean meal with crude attractants supplementation in diets for red sea bream, *Pagrus major*. *Aquaculture* 350–353, 109–116. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.04.009>.
- Kalhor, H., Zhou, J., Hua, Y., Ng, W.K., Ye, L., Zhang, J., Shao, Q., 2018. Soy protein

- concentrate as a substitute for fish meal in diets for juvenile *Acanthopagrus schlegelii*: effects on growth, phosphorus discharge and digestive enzyme activity. *Aquac. Res.* 49, 1896–1906. <https://doi.org/10.1111/are.13645>.
- Kim, J.D., Kim, K.S., Song, J.S., Lee, J.Y., Jeong, K.S., 1998. Optimum level of dietary monocalcium phosphate based on growth and phosphorus excretion of mirror carp, *Cyprinus carpio*. *Aquaculture* 161, 337–344. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00281-0](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00281-0).
- Kissinger, K.R., García-Ortega, A., Trushenski, J.T., 2016. Partial fish meal replacement by soy protein concentrate, squid and algal meals in low fish-oil diets containing *Schizochytrium limacinum* for longfin yellowtail *Seriola rivoliana*. *Aquaculture* 452, 37–44. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.022>.
- Knight, J., Rowley, A.F., 1995. Immunoregulatory activities of eicosanoids in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Immunology* 85, 389–393.
- Kuah, M., Jaya-ram, A., Shu-chien, A.C., 2015. The capacity for long-chain polyunsaturated fatty acid synthesis in a carnivorous vertebrate: Functional characterisation and nutritional regulation of a Fads2 fatty acyl desaturase with  $\Delta 4$  activity and an Elovl5 elongase in striped snakehead (*Channa striata*). *BBA - Mol. Cell Biol. Lipids* 1851, 248–260. <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2014.12.012>.
- Lacroix, E., 2004. Pisciculture en zone tropicale. GFA Terra Syst. Hamburg, Allemagne 231p.
- Legendre, M., Teugels, G.G., Cauthy, C., Jalaberts, B., 1992. A comparative study on morphology, growth rate and reproduction of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), *Heterobranchus longifilis* Valenciennes, 1840, and their reciprocal hybrids (Pisces, Clariidae) 40, 59–79.
- Legendre, M., Nanthawat, K., Corraze, G., Bergot, P., 1995. Larval rearing of an African catfish *Heterobranchus longifilis* (Teleostei, Clariidae): effect of dietary lipids on growth, survival and fatty acid composition of fry. *Aquat. Living Resour.* 8, 355–363.
- Li, M.H., Wise, D.J., Johnson, M.R., Robinson, E.H., 1994. Dietary menhaden oil reduced resistance of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) to *Edwardsiella ictaluri*. *Aquaculture* 128, 335–344. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(94\)90321-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(94)90321-2).
- Li, P., Mai, K., Trushenski, J., Wu, G., 2009. New developments in fish amino acid nutrition: Towards functional and environmentally oriented aquafeeds. *Amino Acids* 37, 43–53. <https://doi.org/10.1007/s00726-008-0171-1>.
- Li, Y., Monroig, O., Zhang, L., Wang, S., Zheng, X., Dick, J.R., You, C., Tocher, D.R., 2010. Vertebrate fatty acyl desaturase with  $\Delta 4$  activity. *Proc. Natl. Acad. Sci.*

- Lim, S.J., Lee, K.J., 2009. Partial replacement of fish meal by cottonseed meal and soybean meal with iron and phytase supplementation for parrot fish *Oplegnathus fasciatus*. *Aquaculture* 290, 283–289. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.02.018>.
- Lin, S., Luo, L., 2011. Effects of different levels of soybean meal inclusion in replacement for fish meal on growth, digestive enzymes and transaminase activities in practical diets for juvenile tilapia, *Oreochromis niloticus* × *O. aureus*. *Anim. Feed Sci. Technol.* 168, 80–87. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2011.03.012>.
- Lovell, R.T., 1978. Dietary Phosphorus Requirement of Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*). *Trans. Am. Fish. Soc.* 107, 617–621. [https://doi.org/10.1577/1548-8659\(1978\)107<617:DPROCC>2.0.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8659(1978)107<617:DPROCC>2.0.CO;2).
- Machiels, M.A.M., Henken, A.M., 1985. Growth rate, feed utilization and energy metabolism of the African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), as affected by dietary protein and energy content. *Aquaculture* 44, 271–284. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(85\)90226-1](https://doi.org/10.1016/0044-8486(85)90226-1).
- Mambrini, B.M., Kaushik, S.J., 1995. Indispensable amino acid requirements of fish : correspondence between quantitative data and amino acid profiles of tissue proteins 11, 240–247.
- Micha, J.C., 1973. Etude des populations piscicoles de l'Ubangui et tentatives de sélection et d'adaptation de quelques espèces à l'étang de pisciculture. GERDAT-CTFT. 110 p.
- Moawad, U., Awaad, A., Tawfik, M., 2016. Histomorphological, histochemical, and ultrastructural studies on the stomach of the adult African catfish (*Clarias gariepinus*). *J. Microsc. Ultrastruct.* 5, 155. <https://doi.org/10.1016/j.jmau.2016.08.002>.
- Monroig, Ó., Lopes-Marques, M., Navarro, J.C., Hontoria, F., Ruivo, R., Santos, M.M., Venkatesh, B., Tocher, D.R., Castro, L.F.C., 2016. Evolutionary wiring of the polyunsaturated fatty acid biosynthetic pathway. *Sci. Rep* 6, 20510.
- Montero, D., Kalinowski, T., Obach, A., Robaina, L., Tort, L., Caballero, M.J., Izquierdo, M.S., 2003. Vegetable lipid sources for gilthead seabream (*Sparus aurata*): Effects on fish health. *Aquaculture* 225, 353–370. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00301-6](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00301-6).
- Morais, S., Monroig, O., Zheng, X., Leaver, M.J., Tocher, D.R., 2009. Highly unsaturated fatty acid synthesis in Atlantic salmon: characterization of ELOVL5-and ELOVL2-like elongases. *Mar. Biotechnol.* 11, 627–639.
- Mozanzadeh, M.T., Agh, N., Yavari, V., Marammazi, J.G., Mohammadian, T., Gisbert, E., 2016. Partial or total replacement of dietary fish oil with alternative lipid sources in silvery-black porgy (*Sparidentex hasta*). *Aquaculture* 451, 232–240.

<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.09.022>.

- Murashita, K., Fukasa, H., Takahashi, N., Hosomi, N., Matsunari, H., Furuita, H., Oku, H., Yamamoto, T., 2015. Effect of feed ingredients on digestive enzyme secretion in fish. *Bull. Fish. Res. Agen.* 40, 69–74.
- Nakamura, M.T., Nara, T.Y., 2004. Structure, function, and dietary regulation of  $\Delta 6$ ,  $\Delta 5$ , and  $\Delta 9$  desaturases. *Annu. Rev. Nutr.* 24, 345–376.
- Nayak, M., Saha, A., Pradhan, A., Samanta, M., Giri, S.S., 2017. Dietary fish oil replacement by linseed oil: Effect on growth, nutrient utilization, tissue fatty acid composition and desaturase gene expression in silver barb (*Puntius gonionotus*) fingerlings. *Comp. Biochem. Physiol. Part B* 205, 1–12. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2016.11.009>.
- Naylor, R.L., Hardy, R.W., Bureau, D.P., Chiu, A., Elliott, M., Farrell, A.P., Forster, I., Gatlin, D.M., Goldberg, R.J., Hua, K., 2009. Feeding aquaculture in an era of finite resources. *Proc. Natl. Acad. Sci. pnas-0905235106*.
- Ng, W., Lim, P., Boey, P., 2003. Dietary lipid and palm oil source affects growth, fatty acid composition and muscle  $\alpha$ -tocopherol concentration of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture* 215, 229–243.
- Ng, W.K., Andin, V.C., 2011. The Malaysian mahseer, *Tor tambroides* (Bleeker), requires low dietary lipid levels with a preference for lipid sources with high omega-6 and low omega-3 polyunsaturated fatty acids. *Aquaculture* 322–323, 82–90. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.09.021>.
- NRC, 1993. Nutrient Requirements of Fish. Washington, DC Natl. Acad. Press, 124 p.
- NRC, 2011. Nutrient requirements of fish and shrimp. Washington, DC Natl. Acad. Press, 392 p.
- Nunes, A.J.P., Sá, M.V.C., Browdy, C.L., Vazquez-Anon, M., 2014. Practical supplementation of shrimp and fish feeds with crystalline amino acids. *Aquaculture* 431, 20–27. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.003>.
- Nya, E.J., Austin, B., 2011. Dietary modulation of digestive enzymes by the administration of feed additives to rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* Walbaum. *Aquac. Nutr.* 17. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2010.00782.x>.
- Nyina-wamwiza, L., Milla, S., Pierrard, M.A., Rurangwa, E., Mandiki, S.N.M., Van Look, K.J.W., Kestemont, P., 2012. Partial and total fish meal replacement by agricultural products in the diets improve sperm quality in African catfish (*Clarias gariepinus*). *Theriogenology* 77, 184–194. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2011.07.032>.

- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Kestemont, P., 2007. Potential of local agricultural by-products for the rearing of African catfish *Clarias gariepinus* in Rwanda: Effects on growth, feed utilization and body composition. *Aquac. Res.* 38, 206–214. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01658.x>.
- Nyina-Wamwiza, L., Wathelet, B., Richir, J., Rollin, X., Kestemont, P., 2010. Partial or total replacement of fish meal by local agricultural by-products in diets of juvenile African catfish (*Clarias gariepinus*): growth performance, feed efficiency and digestibility. *Aquac. Nutr.* 16, 237–247. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2009.00658.x>.
- Oboh, A., Betancor, M.B., Tocher, D.R., Monroig, O., 2016. Biosynthesis of long-chain polyunsaturated fatty acids in the African catfish *Clarias gariepinus*: Molecular cloning and functional characterisation of fatty acyl desaturase (*fads2*) and elongase (*elovl2*) cDNAs7. *Aquaculture* 462, 70–79. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.05.018>.
- Okomoda, V.T., Tihamiyu, L.O., Uma, S.G., 2016. Effects of hydrothermal processing on nutritional value of *Canavalia ensiformis* and its utilization by *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) fingerlings. *Aquac. Reports* 3, 214–219. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2016.04.003>.
- Pantazis, P.A., 1999. Nutritional studies in the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822).
- Poompuang, S., Na-Nakorn, U., 2004. A preliminary genetic map of walking catfish (*Clarias macrocephalus*). *Aquaculture* 232, 195–203. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00489-7](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00489-7).
- Prabhu, P.A.J., Schrama, J.W., Kaushik, S.J., 2016. Mineral requirements of fish: a systematic review. *Rev. Aquac.* 8, 172–219. <https://doi.org/10.1111/raq.12090>.
- Puycha, K., Yuangsoi, B., Charoenwattanasak, S., Wongmaneeprateep, S., Niamphithak, P., Wiriapattanasub, P., 2017. Effect of moringa (*Moringa oleifera*) leaf supplementation on growth performance and feed utilization of Bocourti's catfish (*Pangasius bocourti*). *Agric. Nat. Resour.* 51, 286–291. <https://doi.org/10.1016/j.anres.2017.10.001>.
- Raji, A.A., Alaba, P.A., Yusuf, H., Abu Bakar, N.H., Mohd Taufek, N., Muin, H., Alias, Z., Milow, P., Abdul Razak, S., 2018. Fishmeal replacement with *Spirulina Platensis* and *Chlorella vulgaris* in African catfish (*Clarias gariepinus*) diet: Effect on antioxidant enzyme activities and haematological parameters. *Res. Vet. Sci.* 119, 67–75. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2018.05.013>.
- Richter, N., Siddhuraju, P., Becker, K., 2003. Evaluation of nutritional quality of Moringa leaves as an alternative protein source for tilapia. *Aquaculture* 217, 599–611.

- Riede, K., 2004. Global register of migratory species: from global to regional scales: final report of the R&D-Projekt 808 05 081. Federal Agency for Nature Conservation. 330 p.
- Robins, C.R., 1991. World fishes important to North Americans. Exclusive of species from the continental waters of the United States and Canada. Am. Fish. Soc. Spec. Publ. 21, 243.
- Salunkhe, D.K., Adsule, R.N., Chavan, J.K., Kadam, S.S., 1992. World oilseeds. Springer Science & Business Media. 554 p.
- Santi, S., 2017. Analyse de l'effet de la température et du préférendum thermique sur les mécanismes du déterminisme sexuel et de la différenciation gonadique chez le poisson-chat Africain, *Clarias gariepinus*. Thèse de Doctorat, Université de Liège (Belgique), 134 p.
- Sargent, J.R., Tocher, D.R., Bell, J.G., 2003. The Lipids. Fish Nutr. 181–257. <https://doi.org/10.1016/B978-012319652-1/50005-7>.
- Secombes, C.J., Clements, K., Ashton, I., Rowley, A.F., 1994. The effect of eicosanoids on rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, leucocyte proliferation. Vet. Immunol. Immunopathol. 42, 367–378.
- Seilliez, I., Panserat, S., Kaushik, S., Bergot, P., 2001. Cloning, tissue distribution and nutritional regulation of a  $\Delta 6$ -desaturase-like enzyme in rainbow trout. Comp. Biochem. Physiol. - B Biochem. Mol. Biol. 130, 83–93. [https://doi.org/10.1016/S1096-4959\(01\)00410-9](https://doi.org/10.1016/S1096-4959(01)00410-9).
- Senanan, W., Kapuscinski, A.R., Na-Nakorn, U., Miller, L.M., 2004. Genetic impacts of hybrid catfish farming (*Clarias macrocephalus* x *C. gariepinus*) on native catfish populations in central Thailand. Aquaculture 235, 167–184. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.08.020>.
- Shi, X., Chen, F., Chen, G.H., Pan, Y.X., Zhu, X.M., Liu, X., Luo, Z., 2017. Fishmeal can be totally replaced by a mixture of rapeseed meal and Chlorella meal in diets for crucian carp (*Carassius auratus gibelio*). Aquac. Res. 48, 5481–5489. <https://doi.org/10.1111/are.13364>.
- Silva, F.C.P., Nicoli, J.R., Zambonino-Infante, J.L., Le Gall, M.M., Kaushik, S., Gatesoupe, F.J., 2010. Influence of partial substitution of dietary fish meal on the activity of digestive enzymes in the intestinal brush border membrane of gilthead sea bream, *Sparus aurata* and goldfish, *Carassius auratus*. Aquaculture 306, 233–237. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.05.018>.
- Simopoulos, A.P., 2004. Essential fatty acids in health and chronic disease. Food Rev. Int. 20, 77–90. <https://doi.org/10.1081/FRI-120028831>.



- Simopoulos, A.P., 2016. An increase in the Omega-6/Omega-3 fatty acid ratio increases the risk for obesity. *Nutrients* 8, 1–17. <https://doi.org/10.3390/nu8030128>.
- Singh, K., Garg, S.K., Kalla, A., Bhatnagar, A., 2003. Oilcakes as protein sources in supplementary diets for the growth of *Cirrhinus mrigala* (Ham.) fingerlings: Laboratory and field studies. *Bioresour. Technol.* 86, 283–291. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(02\)00120-7](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(02)00120-7).
- Skelton, P.H., Norris, S., 1996. A complete guide to the Freshwater Fishes of Southern Africa. *Copeia* 3, 755–757. <https://doi.org/10.2989/16085914.2002.9626577>.
- Tacon, A.G.J., Metian, M., 2008. Global overview on the use of fish meal and fish oil in industrially compounded aquafeeds: Trends and future prospects. *Aquaculture* 285, 146–158. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.08.015>.
- Takeuchi, T., Watanabe, T., Ogino, C., Saito, M., Nishimura, K., Nose, T., 1981. Effects of Low Protein-High Calory Diets and Deletion of Trace Elements from a Fish Meal Diet on Reproduction of Rainbow Trout 47, 645–654.
- Tan, X. ying, Luo, Z., Xie, P., Liu, X. jiang, 2009. Effect of dietary linolenic acid/linoleic acid ratio on growth performance, hepatic fatty acid profiles and intermediary metabolism of juvenile yellow catfish *Pelteobagrus fulvidraco*. *Aquaculture* 296, 96–101. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.08.001>.
- Tanomman, S., Ketudat-Cairns, M., Jangprai, A., Boonanuntanasarn, S., 2013. Characterization of fatty acid delta-6 desaturase gene in Nile tilapia and heterogenous expression in *Saccharomyces cerevisiae*. *Comp. Biochem. Physiol. - B Biochem. Mol. Biol.* 166, 148–156. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2013.07.011>.
- Teoh, C., Ng, W., 2016. The implications of substituting dietary fish oil with vegetable oils on the growth performance, fillet fatty acid profile and modulation of the fatty acid elongase, desaturase and oxidation activities of red hybrid tilapia, *Oreochromis sp.* *Aquaculture* 465, 311–322. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.09.023>.
- Teoh, C.Y., Turchini, G.M., Ng, W.K., 2011. Erratum to “Genetically improved farmed Nile tilapia and red hybrid tilapia showed differences in fatty acid metabolism when fed diets with added fish oil or a vegetable oil blend.” *Aquaculture* 316, 144–154. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.03.021>.
- Teugels, G.G., 1982. Preliminary results of a morphological study of five african species of the subgenus *clarias* (*Clarias*) (pisces; clariidae). *J. Nat. Hist.* 16, 439–464. <https://doi.org/10.1080/00222938200770351>.
- Teugels, G.G., 1989. A Systematic Revision of the African Species of the Genus *Clarias*

- (Pisces; *Clariidae*). Ann. Mus. Roy. Afr. Centr. 247, 1–199.
- Tocher, D.R., Bell, J.G., Macglaughlin, P., McGhee, F., Dick, J.R., 2001. Hepatocyte fatty acid desaturation and polyunsaturated fatty acid composition of liver in salmonids : effects of dietary vegetable oil. Comp. Biochem. Physiol. Part B 130, 257–270.
- Tocher, D.R., 2003. Metabolism and Functions of Lipids and Fatty Acids in Teleost Fish. Rev. Fish. Sci. 11, 107–184.
- Tocher, D.R., 2015. Omega-3 long-chain polyunsaturated fatty acids and aquaculture in perspective. Aquaculture 449, 94–107. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.01.010>
- Tocher, D.R., Glencross, B.D., 2015. Lipids and fatty acids. Diet. Nutr. Addit. fish Heal. 47–94.
- Uys, W., 1989. Aspects of the nutritional physiology and dietary requirements of juvenile and adult sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae). PhD Thesis, Rhodes University. 195 p.
- Uys, W., Hecht, T., 1987. Assays on the digestive enzymes of sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae). Aquaculture 63, 301–313. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(87\)90080-9](https://doi.org/10.1016/0044-8486(87)90080-9).
- Uys, W., Hecht, T., 1985. Evaluation and preparation of an optimal dry feed for the primary nursing of *Clarias gariepinus* larvae (Pisces: Clariidae). Aquaculture 47, 173–183. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(85\)90063-8](https://doi.org/10.1016/0044-8486(85)90063-8).
- Van Weerd, J.H., 1995. Nutrition and growth in *Clarias* species - a review. Aquat. Living Resour. 8, 395–401.
- Vargas, R.J., Dotta, G., Mouriño, J.L., Silva, B.C. da, Fracalossi, D.M., 2013. Dietary lipid sources affect freshwater catfish jundiá, *Rhamdia quelen*, survival, when challenged with *Aeromonas hydrophila* - doi: 10.4025/actascianimsci.v35i4.19617. Acta Sci. Anim. Sci. 35, 349–355. <https://doi.org/10.4025/actascianimsci.v35i4.19617>.
- Venot, J.P., Torou, B.M., Daré, W., 2014. Territorialisation ou spatialisation: Les agences et comités locaux de l'eau au Burkina Faso. Espac. Geogr. 43, 148–163. <https://doi.org/10.3917/eg.432.0148>.
- Vergara, J.M., Lopez-Calero, G., Robaina, L., Caballero, M.J., Montero, D., Izquierdo, M.S., Aksnes, A., 1999. Growth, feed utilization and body lipid content of gilthead seabream (*Sparus aurata*) fed increasing lipid levels and fish meals of different quality. Aquaculture 179, 35–44.
- Verreth, J.A.J., Torreele, E., Spazier, E., Van der Sluiszen, A., Rombout, J.H.W.M., Booms, R., Segner, H., 1992. The Development of a Functional Digestive System in the African

- Catfish *Clarias gariepinus* (Burchell). J. World Aquac. Soc. 23, 286–298. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1992.tb00792.x>.
- Webster, C.D., Lim, C., 2002. Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture. Cabi. 448 p.
- Wilson, R.P., 2002. Amino Acids and Proteins. Fish Nutr. 143–179.
- Wilson, R.P., Moreau, Y., 1996. Nutrient requirements of catfishes (Siluroidei). Aquat. Living Resour. 9, 103–111. <https://doi.org/10.1051/alr:1996045>.
- Xie, D., Chen, F., Lin, S., Wang, S., You, C., Monroig, Ó., Tocher, D.R., Li, Y., 2014. Cloning, functional characterization and nutritional regulation of  $\Delta 6$  Fatty acyl desaturase in the herbivorous euryhaline teleost *scatophagus argus*. PLoS One 9, 1–10. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0090200>.
- Xie, D., Chen, F., Lin, S., You, C., Wang, S., Zhang, Q., Monroig, Ó., Tocher, D.R., Li, Y., 2016. Long-chain polyunsaturated fatty acid biosynthesis in the euryhaline herbivorous teleost *Scatophagus argus*: Functional characterization, tissue expression and nutritional regulation of two fatty acyl elongases. Comp. Biochem. Physiol. Part - B Biochem. Mol. Biol. 198, 37–45. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2016.03.009>.
- Yildiz, M., Eroldogan, T.O., Ofori-Mensah, S., Engin, K., Baltaci, M.A., 2018. The effects of fish oil replacement by vegetable oils on growth performance and fatty acid profile of rainbow trout: Re-feeding with fish oil finishing diet improved the fatty acid composition. Aquaculture 488, 123–133. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.12.030>.
- Yilmaz, A.H., Corraze, G., Panserat, S., Tufan, O., 2016. Effects of alternate feeding with different lipid sources on fatty acid composition and bioconversion in European sea bass ( *Dicentrarchus labrax* ) 464, 28–36. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.06.013>.
- Yuan, Y.C., Gong, S.Y., Yang, H.J., Lin, Y.C., Yu, D.H., Luo, Z., 2011. Effects of supplementation of crystalline or coated lysine and/or methionine on growth performance and feed utilization of the Chinese sucker, *Myxocyprinus asiaticus*. Aquaculture 316, 31–36. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.03.015>
- Zhang, C., Rahimnejad, S., Wang, Y. ru, Lu, K., Song, K., Wang, L., Mai, K., 2018. Substituting fish meal with soybean meal in diets for Japanese seabass (*Lateolabrax japonicus*): Effects on growth, digestive enzymes activity, gut histology, and expression of gut inflammatory and transporter genes. Aquaculture 483, 173–182. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.10.029>.
- Zhang, Y., Øverland, M., Sørensen, M., Penn, M., Mydland, L.T., Shearer, K.D., Storebakken, T., 2012. Optimal inclusion of lupin and pea protein concentrates in extruded diets for

- rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 344–349, 100–113. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.03.012>.
- Zheng, X., Seiliez, I., Hastings, N., Tocher, D.R., Panserat, S., Dickson, C.A., Bergot, P., Teale, A.J., 2004. Characterization and comparison of fatty acyl  $\Delta 6$  desaturase cDNAs from freshwater and marine teleost fish species. *Comp. Biochem. Physiol. - B Biochem. Mol. Biol.* 139, 269–279. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2004.08.003>.
- Zheng, X., Tocher, D.R., Dickson, C.A., Bell, J.G., Teale, A.J., 2005a. Highly Unsaturated Fatty Acid Synthesis in Vertebrates: New Insights with the Cloning and Characterization of a  $\Delta 6$  Desaturase of Atlantic Salmon. *Lipids* 40, 13–24. <https://doi.org/10.1016/j.chaos.2007.01.140>.
- Zheng, X., Torstensen, B.E., Tocher, D.R., Dick, J.R., Henderson, R.J., Bell, J.G., 2005b. Environmental and dietary influences on highly unsaturated fatty acid biosynthesis and expression of fatty acyl desaturase and elongase genes in liver of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Biochim. Biophys. Acta* 1734, 13–24. <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2005.01.006>.
- Zhou, Q.C., Tan, B.P., Mai, K. Sen, Liu, Y.J., 2004. Apparent digestibility of selected feed ingredients for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture* 241, 441–451. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.08.044>.

## Annexes

**Annexe1.** Performances de croissance, utilisation de l'aliment, des poissons-chats africains nourris avec les régimes expérimentaux de l'essai sur la digestibilité des farines végétales.

paramètres	R45	R24	R22	R12	R11	R0HC	R0HD
<b>Pi (g)</b>	75,30 ± 0,08	75,16 ± 0,06	75,25 ± 0,44	75,87 ± 0,59	75,01 ± 0,38	75,54 ± 0,83	74,98 ± 0,35
<b>Pf (g)</b>	168,32 ± 5,84 <sup>a</sup>	159,94 ± 14,45 <sup>ab</sup>	168,76 ± 8,21 <sup>a</sup>	139,74 ± 10,93 <sup>c</sup>	152,20 ± 3,50 <sup>bc</sup>	89,43 ± 2,51 <sup>e</sup>	117,11 ± 2,50 <sup>d</sup>
<b>SGR (% j<sup>-1</sup>)</b>	2,98 ± 0,13 <sup>a</sup>	2,79 ± 0,33 <sup>ab</sup>	2,99 ± 0,16 <sup>a</sup>	2,25 ± 0,30 <sup>c</sup>	2,62 ± 0,07 <sup>b</sup>	0,62 ± 0,14 <sup>e</sup>	1,65 ± 0,06 <sup>d</sup>
<b>FE</b>	1,21 ± 0,04 <sup>ab</sup>	0,91 ± 0,19 <sup>cd</sup>	1,33 ± 0,10 <sup>a</sup>	0,88 ± 0,18 <sup>cd</sup>	1,07 ± 0,09 <sup>bc</sup>	0,43 ± 0,12 <sup>e</sup>	0,84 ± 0,10 <sup>d</sup>

Poids initial (Pi, g), Poids final (Pf, g), Taux de croissance spécifique (SGR, % j<sup>-1</sup>), Efficacité de conversion alimentaire (FE). R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide.

**Annexe 2.** Profil en acide aminés de l'aliment commercial et des régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation de la farine de moringa (en % de la matière sèche)

Acides aminés	Rcat	R45	R24	R12	R0HP	R0CO
<b>Acid Aspartique</b>	4,66 ± 0,08	3,82 ± 0,03	3,86 ± 0,02	3,79 ± 0,01	3,50 ± 0,10	3,54 ± 0,06
<b>Thréonine*</b>	2,08 ± 0,03	1,82 ± 0,03	1,70 ± 0,03	1,57 ± 0,02	1,29 ± 0,03	1,34 ± 0,02
<b>Serine</b>	2,46 ± 0,06	2,02 ± 0,04	1,99 ± 0,02	1,94 ± 0,01	1,65 ± 0,03	1,73 ± 0,03
<b>Glutamine</b>	8,23 ± 0,12	5,40 ± 0,06	5,42 ± 0,01	5,50 ± 0,06	5,16 ± 0,14	5,21 ± 0,06
<b>Proline</b>	3,03 ± 0,08	1,74 ± 0,06	1,67 ± 0,00	1,86 ± 0,02	1,32 ± 0,01	1,44 ± 0,07
<b>Glycine</b>	3,15 ± 0,05	2,75 ± 0,02	2,38 ± 0,00	2,03 ± 0,05	1,70 ± 0,03	1,73 ± 0,01
<b>Alanine</b>	3,45 ± 0,07	2,50 ± 0,03	2,33 ± 0,04	2,09 ± 0,03	1,80 ± 0,05	1,85 ± 0,02
<b>Valine*</b>	3,11 ± 0,04	2,20 ± 0,01	2,20 ± 0,03	2,31 ± 0,02	2,04 ± 0,00	2,09 ± 0,01
<b>Méthionine*</b>	1,22 ± 0,05	1,18 ± 0,00	0,89 ± 0,01	0,73 ± 0,02	0,48 ± 0,01	0,48 ± 0,00
<b>Isoleucine*</b>	1,91 ± 0,02	1,42 ± 0,01	1,30 ± 0,03	1,28 ± 0,03	1,19 ± 0,01	1,18 ± 0,01
<b>Leucine*</b>	4,80 ± 0,08	3,14 ± 0,05	3,21 ± 0,07	3,15 ± 0,04	2,77 ± 0,03	2,89 ± 0,05
<b>Tyrosine</b>	1,64 ± 0,06	1,13 ± 0,02	1,21 ± 0,01	1,25 ± 0,01	1,20 ± 0,05	1,20 ± 0,00
<b>Phénylalanine*</b>	2,54 ± 0,04	1,66 ± 0,02	1,86 ± 0,04	1,98 ± 0,01	1,82 ± 0,08	1,90 ± 0,05
<b>Histidine*</b>	1,82 ± 0,01	1,24 ± 0,02	1,32 ± 0,04	1,42 ± 0,03	1,22 ± 0,06	1,30 ± 0,05
<b>Lysine*</b>	3,58 ± 0,02	3,35 ± 0,00	2,88 ± 0,02	2,56 ± 0,00	1,97 ± 0,06	2,02 ± 0,04
<b>Arginine*</b>	3,14 ± 0,05	2,48 ± 0,03	2,69 ± 0,02	2,83 ± 0,04	2,78 ± 0,10	2,82 ± 0,06

\* Acides aminés indispensables, Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. Rcat = aliment commercial catco (Coppens) ; R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide ; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide.

**Annexe 3.** Profil en acide aminés de l'aliment commercial et des régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation du tourteau de sésame (en % de la matière sèche)

Acides aminés	Rcat	R45	R22	D11	R0HD
<b>Acid Aspartique</b>	4,66 ± 0,08	3,99 ± 0,04	3,46 ± 0,04	3,34 ± 0,00	2,81 ± 0,11
<b>Thréonine*</b>	2,08 ± 0,03	1,94 ± 0,03	1,56 ± 0,02	1,38 ± 0,02	1,15 ± 0,15
<b>Serine</b>	2,46 ± 0,06	2,15 ± 0,01	1,81 ± 0,02	1,71 ± 0,00	1,47 ± 0,15
<b>Glutamine</b>	8,23 ± 0,12	5,80 ± 0,02	5,15 ± 0,00	5,16 ± 0,01	4,57 ± 0,07
<b>Proline</b>	3,03 ± 0,08	1,81 ± 0,04	1,39 ± 0,03	1,28 ± 0,03	1,12 ± 0,06
<b>Glycine</b>	3,15 ± 0,05	2,79 ± 0,01	2,18 ± 0,01	1,86 ± 0,02	1,44 ± 0,04
<b>Alanine</b>	3,45 ± 0,07	2,64 ± 0,03	2,14 ± 0,02	1,88 ± 0,04	1,61 ± 0,11
<b>Valine*</b>	3,11 ± 0,04	2,50 ± 0,07	2,04 ± 0,02	1,92 ± 0,02	1,70 ± 0,11
<b>Méthionine*</b>	1,22 ± 0,05	1,28 ± 0,01	0,87 ± 0,01	0,68 ± 0,00	0,57 ± 0,03
<b>Isoleucine*</b>	1,91 ± 0,02	1,55 ± 0,00	1,19 ± 0,02	1,06 ± 0,01	0,87 ± 0,01
<b>Leucine*</b>	4,80 ± 0,08	3,38 ± 0,10	2,90 ± 0,04	2,72 ± 0,03	2,34 ± 0,15
<b>Tyrosine</b>	1,64 ± 0,06	1,17 ± 0,00	1,09 ± 0,01	1,10 ± 0,00	0,98 ± 0,02
<b>Phénylalanine*</b>	2,54 ± 0,04	1,79 ± 0,02	1,72 ± 0,02	1,74 ± 0,02	1,55 ± 0,09
<b>Histidine*</b>	1,82 ± 0,01	1,47 ± 0,03	1,22 ± 0,04	1,21 ± 0,03	1,20 ± 0,12
<b>Lysine*</b>	3,58 ± 0,02	3,58 ± 0,05	2,46 ± 0,05	2,04 ± 0,03	1,60 ± 0,16
<b>Arginine*</b>	3,14 ± 0,05	2,61 ± 0,00	2,54 ± 0,02	2,72 ± 0,01	2,64 ± 0,03

\* Acides aminés indispensables. Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. Rcat = aliment commercial catco (Coppens) ; R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide

**Annexe 4.** Profil en acides aminés du poisson-chat africain nourri avec l'aliment commercial et les différents régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation de la farine de moringa (en % de la matière sèche)

Acides aminés	Rcat	R45	R24	R12	R0HP	R0CO
<b>Acid Aspartique</b>	6,10 ± 0,11 <sup>a</sup>	5,79 ± 0,06 <sup>ab</sup>	5,57 ± 0,12 <sup>bd</sup>	5,26 ± 0,15 <sup>cd</sup>	5,04 ± 0,16 <sup>d</sup>	5,38 ± 0,35 <sup>d</sup>
<b>Thréonine*</b>	2,94 ± 0,05 <sup>a</sup>	2,76 ± 0,03 <sup>b</sup>	2,69 ± 0,04 <sup>bc</sup>	2,55 ± 0,06 <sup>d</sup>	2,41 ± 0,08 <sup>e</sup>	2,56 ± 0,14 <sup>cd</sup>
<b>Serine</b>	2,83 ± 0,04 <sup>a</sup>	2,68 ± 0,03 <sup>b</sup>	2,60 ± 0,08 <sup>b</sup>	2,43 ± 0,07 <sup>c</sup>	2,32 ± 0,09 <sup>c</sup>	2,39 ± 0,12 <sup>c</sup>
<b>Glutamine</b>	9,44 ± 0,18 <sup>a</sup>	8,73 ± 0,15 <sup>b</sup>	8,33 ± 0,13 <sup>bc</sup>	8,00 ± 0,33 <sup>cd</sup>	7,69 ± 0,15 <sup>d</sup>	8,23 ± 0,52 <sup>bc</sup>
<b>Proline</b>	3,05 ± 0,05 <sup>a</sup>	2,85 ± 0,10 <sup>a</sup>	2,87 ± 0,24 <sup>a</sup>	2,54 ± 0,23 <sup>b</sup>	2,38 ± 0,17 <sup>bc</sup>	2,17 ± 0,09 <sup>c</sup>
<b>Glycine</b>	4,85 ± 0,24 <sup>a</sup>	4,60 ± 0,43 <sup>ab</sup>	4,66 ± 0,45 <sup>ab</sup>	4,11 ± 0,37 <sup>bc</sup>	3,89 ± 0,25 <sup>cd</sup>	3,46 ± 0,20 <sup>d</sup>
<b>Alanine</b>	4,02 ± 0,06 <sup>a</sup>	3,88 ± 0,19 <sup>a</sup>	3,82 ± 0,18 <sup>a</sup>	3,49 ± 0,13 <sup>b</sup>	3,28 ± 0,18 <sup>b</sup>	3,22 ± 0,15 <sup>b</sup>
<b>Valine*</b>	3,35 ± 0,01 <sup>a</sup>	3,18 ± 0,22 <sup>ab</sup>	2,92 ± 0,01 <sup>bc</sup>	2,85 ± 0,10 <sup>c</sup>	2,69 ± 0,10 <sup>c</sup>	2,85 ± 0,27 <sup>c</sup>
<b>Méthionine*</b>	1,88 ± 0,01 <sup>a</sup>	1,70 ± 0,06 <sup>b</sup>	1,64 ± 0,03 <sup>bc</sup>	1,57 ± 0,06 <sup>cd</sup>	1,48 ± 0,02 <sup>d</sup>	1,59 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>Isoleucine*</b>	2,73 ± 0,09 <sup>a</sup>	2,61 ± 0,12 <sup>ab</sup>	2,51 ± 0,05 <sup>bc</sup>	2,44 ± 0,03 <sup>c</sup>	2,24 ± 0,09 <sup>d</sup>	2,45 ± 0,13 <sup>bc</sup>
<b>Leucine*</b>	4,70 ± 0,11 <sup>a</sup>	4,48 ± 0,11 <sup>ab</sup>	4,40 ± 0,06 <sup>b</sup>	4,15 ± 0,06 <sup>c</sup>	3,87 ± 0,12 <sup>d</sup>	4,16 ± 0,22 <sup>c</sup>
<b>Tyrosine</b>	1,92 ± 0,09 <sup>a</sup>	1,82 ± 0,04 <sup>ab</sup>	1,76 ± 0,04 <sup>bc</sup>	1,71 ± 0,03 <sup>cd</sup>	1,61 ± 0,03 <sup>d</sup>	1,76 ± 0,10 <sup>bc</sup>
<b>Phénylalanine*</b>	2,49 ± 0,05 <sup>a</sup>	2,39 ± 0,07 <sup>ab</sup>	2,32 ± 0,06 <sup>bc</sup>	2,20 ± 0,05 <sup>cd</sup>	2,09 ± 0,11 <sup>d</sup>	2,22 ± 0,12 <sup>cd</sup>
<b>Histidine*</b>	1,94 ± 0,06 <sup>a</sup>	1,73 ± 0,12 <sup>b</sup>	1,63 ± 0,04 <sup>b</sup>	1,48 ± 0,04 <sup>c</sup>	1,38 ± 0,06 <sup>c</sup>	1,44 ± 0,05 <sup>c</sup>
<b>Lysine*</b>	5,47 ± 0,12 <sup>a</sup>	5,01 ± 0,20 <sup>b</sup>	4,55 ± 0,10 <sup>c</sup>	4,26 ± 0,16 <sup>cd</sup>	4,07 ± 0,00 <sup>d</sup>	4,42 ± 0,33 <sup>c</sup>
<b>Arginine*</b>	4,23 ± 0,07 <sup>a</sup>	3,92 ± 0,08 <sup>b</sup>	3,79 ± 0,10 <sup>b</sup>	3,56 ± 0,18 <sup>c</sup>	3,33 ± 0,08 <sup>d</sup>	3,39 ± 0,20 <sup>cd</sup>

\* Acides aminés indispensables, Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. Rcat = aliment commercial catco (Coppens) ; R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R24 = aliment contenant 240 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R12 = aliment contenant 120 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HP = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de poisson comme source de lipide ; R0HC = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile de coton comme source de lipide.



**Annexe 5.** Profil en acides aminés du poisson-chat africain nourri avec l'aliment commercial et les différents régimes expérimentaux de l'essai sur l'utilisation du tourteau de sésame (en % de la matière sèche)

Acides aminés	Rcat	R45	R22	D11	R0HD
<b>Acid Aspartique</b>	5,51 ± 0,27 <sup>a</sup>	5,67 ± 0,31 <sup>a</sup>	5,01 ± 0,13 <sup>b</sup>	4,34 ± 0,29 <sup>c</sup>	4,20 ± 0,19 <sup>c</sup>
<b>Thréonine*</b>	2,66 ± 0,12 <sup>ab</sup>	2,83 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,46 ± 0,12 <sup>b</sup>	2,12 ± 0,11 <sup>c</sup>	2,05 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>Serine</b>	2,51 ± 0,07 <sup>b</sup>	2,70 ± 0,15 <sup>a</sup>	2,31 ± 0,07 <sup>c</sup>	2,00 ± 0,09 <sup>d</sup>	1,96 ± 0,09 <sup>d</sup>
<b>Glutamine</b>	8,35 ± 0,36 <sup>ab</sup>	8,60 ± 0,44 <sup>a</sup>	7,55 ± 0,27 <sup>b</sup>	6,53 ± 0,43 <sup>c</sup>	6,37 ± 0,24 <sup>c</sup>
<b>Proline</b>	2,32 ± 0,17 <sup>ab</sup>	2,64 ± 0,42 <sup>a</sup>	2,29 ± 0,29 <sup>abc</sup>	1,97 ± 0,39 <sup>bc</sup>	1,76 ± 0,06 <sup>c</sup>
<b>Glycine</b>	3,65 ± 0,42 <sup>ab</sup>	3,81 ± 0,51 <sup>a</sup>	3,53 ± 0,69 <sup>abc</sup>	2,84 ± 0,57 <sup>bc</sup>	2,63 ± 0,22 <sup>c</sup>
<b>Alanine</b>	3,43 ± 0,05 <sup>a</sup>	3,52 ± 0,16 <sup>a</sup>	3,12 ± 0,25 <sup>b</sup>	2,67 ± 0,20 <sup>c</sup>	2,61 ± 0,03 <sup>c</sup>
<b>Valine*</b>	2,83 ± 0,13 <sup>ab</sup>	3,08 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,67 ± 0,12 <sup>b</sup>	2,33 ± 0,13 <sup>c</sup>	2,27 ± 0,16 <sup>c</sup>
<b>Méthionine*</b>	1,67 ± 0,10 <sup>ab</sup>	1,75 ± 0,08 <sup>a</sup>	1,58 ± 0,14 <sup>b</sup>	1,37 ± 0,09 <sup>c</sup>	1,20 ± 0,06 <sup>c</sup>
<b>Isoleucine*</b>	2,43 ± 0,16 <sup>ab</sup>	2,57 ± 0,23 <sup>a</sup>	2,26 ± 0,12 <sup>b</sup>	1,92 ± 0,13 <sup>c</sup>	1,87 ± 0,11 <sup>c</sup>
<b>Leucine*</b>	4,36 ± 0,27 <sup>a</sup>	4,43 ± 0,34 <sup>a</sup>	3,84 ± 0,10 <sup>b</sup>	3,34 ± 0,21 <sup>c</sup>	3,27 ± 0,18 <sup>c</sup>
<b>Tyrosine</b>	1,77 ± 0,13 <sup>a</sup>	1,90 ± 0,24 <sup>a</sup>	1,64 ± 0,13 <sup>ab</sup>	1,45 ± 0,13 <sup>b</sup>	1,36 ± 0,11 <sup>b</sup>
<b>Phénylalanine*</b>	2,27 ± 0,14 <sup>ab</sup>	2,40 ± 0,22 <sup>a</sup>	2,07 ± 0,10 <sup>bc</sup>	1,81 ± 0,13 <sup>cd</sup>	1,71 ± 0,11 <sup>d</sup>
<b>Histidine*</b>	1,76 ± 0,16 <sup>a</sup>	1,77 ± 0,18 <sup>a</sup>	1,49 ± 0,11 <sup>b</sup>	1,30 ± 0,10 <sup>b</sup>	1,26 ± 0,08 <sup>b</sup>
<b>Lysine*</b>	4,75 ± 0,27 <sup>a</sup>	4,86 ± 0,29 <sup>a</sup>	4,29 ± 0,16 <sup>b</sup>	3,64 ± 0,22 <sup>c</sup>	3,56 ± 0,10 <sup>c</sup>
<b>Arginine*</b>	3,52 ± 0,09 <sup>b</sup>	3,82 ± 0,22 <sup>a</sup>	3,37 ± 0,09 <sup>b</sup>	2,82 ± 0,26 <sup>c</sup>	2,63 ± 0,03 <sup>c</sup>

\* Acides aminés indispensables. Le tryptophane a été complètement détruit et la méthionine pourrait être partiellement détruite. Rcat = aliment commercial catco (Coppens) ; R45 = aliment contrôle, contenant 450 g kg<sup>-1</sup> de farine de poisson (FP) ; R22 = aliment contenant 220 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R11 = aliment contenant 110 g kg<sup>-1</sup> de FP ; R0HD = aliment contenant 0 g kg<sup>-1</sup> de FP et ayant l'huile du dattier du désert comme source de lipide